BOTANISKA NOTISER

FÖR ÅR 1927

UTGIVNA AV

LUNDS BOTANISKA FÖRENING

REDIGERADE AV

HARALD KYLIN

HÄFTE 1

DISTRIBUTÖR:
C. W. K. GLEERUP, FÖRLAGSBOKHANDEL
LUND

Botaniska Notiser 1927, Lund 1927.

Untersuchungen über die Verbreitung der Jodidoxydasen.

Von Otto Gertz.

Schon vor einem Jahrhundert machten einige Chemiker auf das bemerkenswerte Verhalten verschiedener Pflanzensäfte aufmerksam, frische weingeistige Tinktur des Guajakharzes beim Auftröpfeln tiefblau zu färben. Die ersten Angaben hierüber rühren von Taddei, Rudolphi und Planche (1820) her. Besonders durch den letzterwähnten Forscher wurde die Untersuchung der betreffenden Färbungsreaktion auf eine grosse Anzahl Pflanzen ausgedehnt. Weitere Versuche verdanken wir Schönbein, van der Broek, Schacht und noch anderen Forschern. Die Untersuchungen führten zu der Schlussfolgerung, die Bläuung des Guajakharzes geschehe im allgemeinen unter wesentlicher Mitwirkung der atmosphärischen Luft und der eiweissartigen Bestandteile der Zellen.

Im Jahre 1848 machte ferner Schönbein (S. 359), an der Hand seiner berühmten Untersuchungen über die durch Ozon und Wasserstoffsuperoxyd bewirkten Oxydationserscheinungen, die Beobachtung, dass eine frische Schnittfläche der Kartoffel beim Behandeln mit Jodkalium eine tiefblaue Farbe annimmt. In einer späteren Mitteilung (1868, S. 216) machte Schönbein darauf aufmerksam, dass verschiedene Teile mancher Pflanzen — wie z. B. *Taraxacum officinale*, Samen von *Scorzonera hispanica* und *Cynara Scolymus* — beim Zusammenstossen mit Wasser eine Flüssigkeit liefern, welche, in ähnlicher Weise wie die oben erwähnten anorganischen Stoffe, angesäuerten Jodkaliumstärkekleister zu bläuen vermag. Hinsichtlich dieser

Pflanzen hatte Schönbein schon vorher erkannt, dass sie, mit Wasser zerquetscht, eine die Guajaktinktur sofort tief bläuende Flüssigkeit liefern, und infolge dieses Zusammengehens der beiden Reaktionen sprach er die Vermutung aus, sie seien auf die Wirkung der gleichen Materie zurückzuführen.

Von Wurster (1888) rührt eine weitere Angabe her, dass die Säfte gewisser Pflanzenteile wegen Jodentbindung auf Jodkaliumstärkepapier reagieren. Einer näheren Prüfung wurde doch die Frage von der biochemischen Oxydation der Alkalijodide erst im Jahre 1902 durch die eingehenden Untersuchungen zweier schweizerischer Biochemiker, Chodat und Bach, unterzogen. Diese zeigten, dass frische Schnittflächen eines scharf abgeschnittenen Stengels von *Lathraea Squamaria* auf ein mit verdünnter Essigsäure versetztes Jodkaliumstärkepapier sofort einen tiefblauen Abdruck erzeugen. Weiter verfolgte Untersuchungen der beiden Forscher haben ergeben, dass Pflanzensäfte verhältnismässig häufig die Fähigkeit besitzen, aus Lösungen von Alkalijodiden freies Jod auszuscheiden, eine Eigenschaft, die auf die Funktion spezifischer, im Pflanzensafte enthaltener Stoffe — Oxydasen — zurückgeführt wurde. In einer Reihe von Abhandlungen haben Chodat und Bach — ferner auch der Japaner Aso — die chemische Natur dieser sogenannten Jodidoxydasen wie auch die Wirkungsweise und die Verbreitung derselben näher besprochen. Es ergab sich in erster Linie, dass zwischen der Guajak- und der Jodstärkereaktion der Pflanzensäfte ein vollkommener Parallelismus besteht, indem solche Pflanzen, welche Guajaktinktur sofort bläuen, auch fast ausnahmslos die Jodstärkereaktion geben. Die Ursache dieses Zusammengehens der Reaktionen liegt nach den Ansichten von Chodat und Bach darin, dass sie beide durch ein und dasselbe oxydierende Prinzip bedingt sind.

Oxydierende Enzyme, die eine Jodentbindung bewirken, sind nach Chodat und Bach bei den Phanerogamen sehr

weit verbreitet und finden sich auch bei kryptogamen Pflanzen vor. Insbesondere bei den Hymenomyceten ist dies der Fall, wie z. B. bei *Russula foetens* und *Lactarius vellereus*, welche Pilze beim Zerquetschen einen Saft liefern, der sich als sehr aktiv gegenüber dem Jodkaliumstärke-reagenz erweist.

Ohne Kenntnis von diesen CHODAT's und BACH's Untersuchungen machte ich vor mehreren Jahren die Beobachtung, dass Jodkaliumstärke bei Berührung mit den Wundflächen abgeschnittener Pflanzenteile oftmals eine mehr oder weniger ausgeprägte Blaufärbung annimmt, und dass sich dieser Effekt auch mit ausgepresstem Gewebesaft, Milchsaft u. a. ohne weiteres hervorrufen lässt. Diese meinen Untersuchungen habe ich weiter verfolgt und nach und nach auf sämtliche phanerogame und kryptogame Pflanzengruppen ausgedehnt [1].

CHODAT und BACH hatten, wie schon oben erwähnt, bei ihren Untersuchungen die Methode benutzt, einen Tropfen ausgepressten Saft oder abgeschnittene Pflanzenteile mit der frischen Wundfläche auf ein mit verdünnter Essigsäure durchgetränktes Jodkaliumstärkepapier anzubringen. Für meine Versuche fand ich eine andere Anordnung geeigneter. Es zeigte sich nämlich, dass deutliche Reaktionsergebnisse in vielen Fällen erst nach einer länger dauernden Einwirkung des Pflanzenmaterials eintraten. Die von mir gefundene Methode war folgende. Zum Sieden erhitzter Stärkekleister (eine Federmesserspitze Kartoffelstärke, 100 ccm Wasser) wurde mit Jodkalium (3 g) und Gelatine (10 g) versetzt und das Gemisch in eine für Bakterienkulturen dienende Petrischale ergossen. Nach Abkühlung wurde das zum Prüfen ausgewählte Material auf das erstarrte Substrat gebracht und die Petrischale, um das Eintrocknen des Substrats zu verhindern, mit Deckel verdeckt. Die Schale

[1] Eine vorläufige Mitteilung über die Ergebnisse meiner hier angeführten Untersuchungen habe ich in einem den 30 Oktober 1923 m Botanischen Verein zu Lund gehaltenen Vortrag gegeben.

wurde dann auf einen dunklen, kühlen Ort — in den Eisschrank — gestellt. Schon nach einigen Stunden war bei energisch wirkender Oxydase an der Berührungsstelle mit den Pflanzenteilen eine deutliche, durch ausgeschiedenes Jod bedingte Blaufärbung zu sehen [1]. Im allgemeinen erforderte doch die Reaktion eine längere Zeit dauernde Einwirkung, bis zu 12 Stunden oder mehr.

Ausser abgeschnittenen grösseren Pflanzenteilen benutzte ich auch zerquetschten Gewebebrei und ausgepressten Saft. Beim Prüfen dieses Breis, bezw. des Presssaftes, fielen die Reaktionsergebnisse im allgemeinen schärfer und deutlicher aus.

Von den käuflichen Gelatinen ist nur diejenige zu verwenden, die im verflüssigten Zustande eine sauere Reaktion besitzt. Bei Benutzung neutral oder alkalisch reagierender Gelatine tritt, wie ich gefunden habe, keine Bläuung der Stärke ein. Unbrauchbar ist demnach für diesen Zweck die gereinigte sogenannte französische und die schwedische Gelatine. Dagegen liefert bei dieser Methode die Verwendung der aus Göttingen durch die Export-Gesellschaft Globus, Hamburg, bezogenen Gelatine vorzüglichen Dienst.

Der Stärkekleister bildet im Gelatinegel keineswegs eine homogene Lösung. Unter dem Mikroskop sieht man teils fast regelmässig im Gel verteilte Häutchen verschie-

---

[1] Beim Prüfen stärkeführenden Oxydasematerials findet man oftmals auch die an der Schnittfläche vorhandenen nativen Stärkekörner durch Jod tiefblau gefärbt. Dies ist z. B. der Fall mit *Solanum tuberosum* (Kartoffelknollen), *Scirpus maritimus* (Rhizom) und *Sagittaria sagittifolia* (Brutkörper).

Auch auf andere Weise als durch die Bildung von Jodstärke gibt sich unter Umständen die Ausscheidung von Jod zu erkennen. Bei meinem Versuch mit Kronen- und Staubblättern von *Berberis vulgaris* nahmen diese Teile infolge der energischen Jodentbindung im Substrat eine tief grüne Farbe an, welche auf die Entstehung eines Carotinjodids beruht. Die Carotine — bekanntlich ungesättigte Kohlenwasserstoffverbindungen — addieren leicht freies Jod unter Bildung von dunkelgrün gefärbten Produkten.

denster und unregelmässiger Formen — die Skelettsubstanz der gequollenen Stärkekörner —, teils überaus zahlreiche kleine Tröpfchen, die aus zähflüssiger Amyloselösung bestehen. Die letzteren färben sich durch Jod entschieden tiefer als die Stärkeskelette, welche stets eine blässere Farbe aufweisen. Oft treten auch in den Skeletthäuten einzelne Einschlüsse von Amylosetröpfchen auf, die sich durch ihre intensivere Jodfärbung schroff abheben.

Wie die Untersuchungen von Arthur Meyer (S. 17) ergeben haben, sind die Amylosetröpfchen eines wässerigen Stärkekleisters, welchen die Flüssigkeit ihre Opalescenz verdankt, ultramikroskopischer Grösse. Nach längerem Stehen lassen sich indessen Tröpfchen der Amylose mit dem Mikroskope nachweisen, die durch Aneinanderlegen kleinster Tröpfchen entstanden sind.

In methodologischer Hinsicht sei noch die Bemerkung hinzugefügt, dass ausser verkleisterter nativer Kartoffelstärke auch sogenannte lösliche Stärke mit im allgemeinen gutem Erfolg verwendbar ist. Die Benutzung verkleisterter Kartoffelstärkekörner bietet jedoch den Vorteil dar, dass man dadurch auch eine überaus geringe Jodausscheidung mit voller Sicherheit feststellen kann. Wenn nämlich das zu prüfende Pflanzenmaterial Chromogene verschiedener Art enthält — was nicht selten vorkommt —, so verbreiten sich Farbstoffe im Substrat, und diese können eine nur spurweise auftretende Jodfärbung der löslichen Stärke vertauschen, um so mehr, weil die Farbe der Jodstärke in verschiedenen Tönen spielen kann. Es lässt sich aber beim Benutzen verkleisterter Stärkekörner ohne Schwierigkeit feststellen, ob eine Jodstärkebildung vorliegt. Die mikroskopische Untersuchung zeigt nämlich dann ohne weiteres die charakteristischen Färbungen der verunstalteten Skelette dieser Körner. Liegen anderartige Färbungen des Substrats vor, so sind die betreffenden Skelette ohne Färbung, und nur im Medium ist eine diffuse Färbung zu sehen.

Verwendet man bei den Versuchen die hier angegebene

Menge von Jodkalium, dann erscheint im allgemeinen die Farbe der Jodstärke in tiefem Blau. Beim Vermehren der Jodkaliummenge im Reaktionsgemische weist aber die Jodstärke öfters eine violette oder rötliche Farbe auf. Dieselbe Färbung kommt zum Vorschein, wenn man das Gelatinesubstrat eintrocknen lässt. Die Jodstärkefelder erscheinen dann in leuchtendem Rot, bezw. in bräunlichem Ton, eine Erscheinung, die sich durch die vermehrte Konzentration des Jodkaliums erklärt. Weil es nur darauf ankommt, dass sich die Jodkaliummenge relativ im Verhalten zur Menge des ausgeschiedenen Jods vermehrt, so treten solche Veränderungen der Jodstärkefarbe in fast jedem Falle von Jodentbindung ein. Die blaugefärbten Felder des Substrats sind stets peripher nach aussen von einer durch geringere Jodmenge charakterisierten Zone abgegrenzt, welche andere Töne der Jodstärkefärbung aufweist, wie Violett, Kupferrot, Rotgelb und Gelb. Besonders bei mikroskopischer Untersuchung treten diese in zentrifugaler Reihe vorkommenden Farbenzonen sehr deutlich auf.

Ist die Menge des ausgeschiedenen Jods besonders gross und die der Stärke nur gering, so erweist sich die Farbe der Jodstärke in der unmittelbaren Nähe des jodentbindenden Pflanzenteils nicht rein blau, sondern gelblich, bezw. grünlich blau. Dieses rührt davon her, dass hier das ausgeschiedene Jod, ausser als blaue Jodstärke, auch als gelbbraune Jodjodkaliumlösung auftritt. Dank diesem Umstand lässt sich die von mir beschriebene Methode sogar zu einer chromoskopischen (kolorimetrischen) Untersuchung verwerten, um gewissermassen die Jodausscheidung in quantitativer Beziehung festzustellen. Je grösser die Jodmenge ist, um so tiefer blau, bezw. gelb-, grün- bis bräunlich blau ist die Farbe der Jodstärke. Ein besonders instruktives Material stellt in dieser Hinsicht der oxydasisch überaus aktive Stengel von *Hieracium umbellatum* sowie das Cecidium von *Aulacidea hieracii* auf dieser Pflanze dar. Die durch eine verschiedene Menge des vorhandenen

Jods bedingten Farbenzonen sind hier, von aussen nach innen, gelb, kupferrot, violett, blau, grünlich blau und braun [1]. Ähnliche Farbenabstufungen machen sich geltend, wenn man auf Jodkaliumstärkegelatine einen Jodkristall bringt, ebensowie wenn man auf dieses Substrat z. B. Bleisuperoxyd, Mangansuperoxyd, Kupfersulfat oder Kupferazetat einwirken lässt.

Die schon im vorigen empfohlene Verwendung eines kühlen Raums — am geeignetsten eines Eisschranks — bei der Probe mit Jodkaliumstärkegelatine ist durch die verschiedene Empfindlichkeit der übrigens sehr scharfen Jodstärkereaktion bedingt. Wie schon MÄRCKER (1890) hervorgehoben hat, hängt diese von den Temperaturen ab, bei denen die Versuche unternommen werden. So tritt bei 0° deutliche Blaufärbung schon bei einer Lösung ein, die nur $\frac{1}{528000}$ Jod enthält, bei 13° $\frac{1}{300000}$, bei 20° $\frac{1}{198000}$, bei 30° $\frac{1}{99000}$. Auch empfiehlt sich, die Versuche im Dunkeln anzustellen, weil das Jodkalium bekanntlich im Lichte photochemischen Zersetzungen unterliegt.

Beim weiteren Verfolgen meiner Untersuchungen benutzte ich zur Kontrolle auch die Guajak- und die Benzidinprobe. Für diesen Zweck wurden die Pflanzenstückchen in einer Reibschale mit feinem, chemisch reinem Quarzsand

---

[1] Nähere Angaben über diese reversiblen Farbenabstufungen der Jodstärke habe ich in meiner Abhandlung über die Bromstärke (1926, S. 368, Note) mitgeteilt. Hier sei auch auf folgende, schon von HARTING (1841, S. 46) gemachte Beobachtung hingewiesen. Enthält die wässerige Lösung eines Jodids nur $\frac{1}{10000}$ Jod, so färbt sich bei Zusatz von Königswasser verdünnter Stärkekleister noch stark blau; bei $\frac{1}{100000}$ Jod ist die Verbindung violett, bei $\frac{1}{200000}$ rosenrot, und bei $\frac{1}{500000}$ zeigte sie erst nach einigen Stunden eine blassrosenrote Färbung.

oder mit Glas- oder Flussspatpulver[1] verrieben und mit destilliertem Wasser in geringer Menge versetzt. Der Gewebebrei wurde dann durch ein feines Seihtuch koliert und gepresst. Die Guajakprobe wurde in der Weise ausgeführt, dass der aus dem zerquetschten Material gewonnene Saft in einem Probierröhrchen mit einer frisch bereiteten, alkoholischen Guajakharzlösung vorsichtig überschichtet wurde. Beim Vorkommen von Oxydasen entstand eine ringförmige, blaue Färbung der in der Grenzschicht zwischen den Flüssigkeiten vorhandenen Emulsion, bei kräftig wirkender Oxydase fast momentan. Bei der Benzidinprobe wurde ein Tropfen des Presssafts auf ein mit alkoholischer Benzidinlösung durchfeuchtetes und dann getrocknetes Filtrierpapier angebracht. In Fällen nicht im Saft vorliegender Oxydasen trat keine Umfärbung des Papiers ein. Waren dagegen oxydasische Stoffe vorhanden, so nahm die genässte Papierfläche fast momentan oder wenigstens beim Trocknen eine dunkelblaue Färbung an, in manchen Fällen nur an der den Tropfen umgebenden Zone.

Vergleicht man die mit diesen drei Reagentien gewonnenen Resultate, so ergibt sich im grossen ganzen eine genaue Übereinstimmung. Einzelne Unterschiede liegen freilich vor, aber nur bei den Hymenomyceten sind die Abweichungen so gross, dass von einem Zusammengehen der betreffenden Reaktionen nicht die Rede sein kann.

Die benutzten Methoden sind aber keineswegs unter allen Umständen für sicheren Nachweis von Oxydasen entscheidend. Einerseits kommt es vor, dass Stoffe anderer Art positive Reaktion hervorrufen können, andererseits können die Reaktionsausschläge durch vorhandene verschie-

---

[1] Benutzt man Glaspulver, so bekommt das Wasser wegen Lösung verschiedener Bestandteile des Glases eine alkalische Reaktion. Man kann sich leicht davon überzeugen, wenn man Glaspulver mit destilliertem Wasser versetzt und einen Tropfen alkoholischer Phenolphthaleinlösung oder Rosolsäure hinzufügt. Dann tritt eine kräftige, durch die Alkalescenz der Flüssigkeit bedingte Rotfärbung ein.

denartige Stoffe beeinträchtigt und vertauscht werden. So wird typische Jodstärkereaktion durch eine ganze Reihe von Oxydationsmitteln hervorgerufen, welche aus Jodkalium und Jodmetallen überhaupt das Jod entbinden, ebensowie durch Verbindungen, welche Jodmetalle unter Abscheidung von Jodwasserstoff zersetzen, der sich an der Luft bald oxydiert und dabei Jod abscheidet. Bekanntlich ist in manchen Fällen für die qualitative chemische Analyse die Bläuung der Jodkaliumstärke gewissermassen diagnostisch verwertet worden, in erster Linie z. B. hinsichtlich folgender Stoffe: Ozon, Wasserstoffsuperoxyd, Chlor, Brom, salpetrige Säure und Untersalpetersäure. Die gleiche Reaktion erhält man indessen auch bei der Einwirkung von Mangansuperoxyd, Bleisuperoxyd, Mennige, Kupferoxyd, Antimonoxyd, Zinnoxyd, Titansäure, Arsensäure, Chromsäure, bromsauren und chlorsauren Salzen, Schwefelsäure, Salpetersäure, Salzsäure, Kupferoxydsalzen [1], Eisenchlorid und Eisenoxydsalzen, Ferricyankalium und noch anderen Verbindungen [2]. Schon SCHÖNBEIN (1846, S. 235) hat nachgewiesen, dass Platinmohr Jodkaliumstärke bläut, wenn diese mit verdünnter Schwefelsäure angesäuert wird.

Blaufärbung der Jodkaliumstärkegelatine erfolgt auch, wie ich beobachtet habe, wenn man das Substrat mit Zinkfeilstaub und mit einigen anderen Metallen in pulverisiertem Zustande bestreut [3]. Meine Untersuchungen haben

---

[1] Dass Kupferoxydsalze, wie z. B. Kupfersulfat und Kupferazetat, eine sehr energische Jodentbindung verursachen, erklärt sich durch den Umstand, dass das Kupfer kein entsprechendes Jodid (CuJ_2), sondern als die einzige Jodierungsstufe nur das Jodür (CuJ) geben kann. Jodkalium setzt sich demnach mit Kupferoxydsalzen zu Kupferjodür und freiem Jod um. Wahrscheinlich findet in diesem Verhalten auch die im folgenden näher erwähnte Aktivität der Kupferoxydsalze bei der Guajakprobe ihre Erklärung.

[2] Wie z. B. nach PAGE das Benzaldehyd. Zitiert nach ASO (1905, S. 319).

[3] Eine Bläuung erzeugen in erster Linie Zn, Mg, Cd (verhältnismässig kräftige Reaktion), daneben auch Pb, Sn, Al, Ni und Co (eine

ergeben, dass die Jodstärkebildung in diesem Falle durch die Entstehung von Wasserstoffsuperoxyd bedingt ist, das das Jodkalium oder den daraus gebildeten Jodwasserstoff unter Entbindung von Jod oxydiert. In der Tat entsteht, wie schon TRAUBE beobachtete, bei der Einwirkung von Zink auf Wasser Wasserstoffsuperoxyd. Radioaktive Stoffe bewirken auch, wie ich gefunden habe, Blaufärbung der Jodkaliumstärkegelatine [1], offenbar infolge des Entstehens freien Jods.

Andererseits kann die Jodstärkereaktion durch irgend welche stoffliche Einflüsse auch verzögert, bezw. verhindert werden. Diese Wirkung üben alle Stoffe aus, welche das elementare Jod in Ion überführen oder dieses überhaupt auf irgend eine Weise binden. So entfärben Alkalien die Jodstärke; ebenfalls zerstören Chlor, Brom, Salpetersäure, Schwefelwasserstoff, schweflige Säure und Hyposulfite die Färbung. Die normale Jodreaktion wird auch durch die Anweisenheit von Stoffen verhindert, die Jodwasserstoff zerstören. Die Empfindlichkeit der Reaktion wird aus verschiedenen Gründen in hohem Grade durch Jodmetalle, Jodwasserstoff, Alkalisulfate, Kalialaun, Gerbsäure, Gallussäure, Pyrogallussäure, Harnstoff, Resorcin, Orcin, Phloroglucin, wie auch durch Alkohol, Azeton und andere Agentien, welche das Jod auflösen, beeinträchtigt und die Reaktion selbst in der Farbe modifiziert [2].

---

schwache). Dagegen unterbleibt die Reaktion beim Verwenden von Fe, Cu, Sb und Bi (GERTZ, 1922, S. 251).

[1] Die Bildung von Ozon aus Sauerstoff und von Wasserstoffsuperoxyd aus Wasser unter dem Einfluss radioaktiver Substanzen ist festgestellt. Auch gelingt es durch Radiumpräparate Jod aus Jodwasserstoff abzuspalten (MEYER und SCHWEIDLER, S. 180).

Hinsichtlich der photochemischen Labilität des Jodkaliums sei noch bemerkt, dass in einer belichteten Jodkaliumlösung bei Gegenwart von Eosin Jod frei wird oder doch viel rascher frei wird als bei Kontrollversuchen ohne Eosin am Licht, oder auch mit demselben im Dunkeln (nach STRAUB, bei SCHROEDER, 1905, S. 135).

[2] Siehe näher betreffs der Bedingungen der Jodstärkereaktion die

Was die Guajakprobe betrifft, so rührt bekanntlich die Bläuung der Guajaktinktur von der Veränderung der darin enthaltenen Guajakonsäure her, welche zu Guajakblau oxydiert wird. Bei der Benutzung von alkoholischer Guajaklösung als Reagenz auf Oxydase verdienen folgende Fehlerquellen Aufmerksamkeit. Einerseits verliert die Guajaktinktur im Sonnenlichte rasch ihre Fähigkeit, durch Oxydation gebläut zu werden, und auch im zerstreuten Tageslichte unterliegt sie Veränderungen. Nachgewiesen ist auch, dass verschiedene Stoffe, wie z. B. Eisenoxydulsalze, Gerbstoffe, Hämatoxylin, Brasilin, Zucker (HUNGER, RACIBORSKI)[1] und andere, die Oxydasereaktionen mit Guajakharz unterdrücken. Andererseits wird Blaufärbung des Reagenzes durch eine ganze Reihe von Stoffen hervorgerufen, wie z. B. durch Ozon, Chlor, Jod, Salpetersäure, salpetrige Säure, Nitrite, Nitrosylschwefelsäure, Eisenchlorid, Goldchlorid, Molybdänsäure, antimonsaure Salze und Chromsäure, Übermangansäure, ferner auch durch Kaliumpermanganat, Kupfersalze und Platinschwamm. Eine nähere Prüfung des Guajakreagenzes hinsichtlich ihres Verhaltens gegenüber solchen, die Reaktion beeinflussenden Stoffen ist in einer Mitteilung von PAWLEWSKI, dann auch von CARLSON gegeben[2].

Ein besonderes Interesse bieten die Kupfersalze dar. Schon BOURQUELOT und BERTRAND haben gefunden, dass Oxydation von Guajaklösung durch Kupfersalze erfolgt, und VALDIGUIÉ und DUBOIS haben sogar die betreffenden Salze als Oxydasen bezeichnet. Ihre Wirkung rührt nach VALDIGUIÉ von dem Kupferion her; komplexe Kupferverbin-

---

Auseinandersetzungen bei TSCHIRCH (S. 94), HUSEMANN-HILGER (S. 119) und WIESNER (1918, S. 46), ebensowie in FEHLINGS Handwörterbuch der Chemie.

[1] RACIBORSKI beobachtete (1905, S. 670), dass die Glykose erst beim Vorhandensein von 40 % die Guajakprobe hemmt. Die Färbung ist dann schwächer und erst nach einigen Minuten deutlich sichtbar.

[2] Siehe auch die Angaben in FEHLINGS Handwörterbuch der Chemie.

dungen üben nämlich diese Wirkung nicht aus. Nach GRÜSS (1907, S. 194) wirkt auch Kupferoxydul als eine anorganische Oxydase. Ein ähnliches Vermögen schreibt THOMAS (1923, S. 344) den Koboltsalzen zu.

Betreffs der in manchen Fällen zur Kontrolle auch benutzten Benzidinprobe sei bemerkt, dass die durch Oxydase bedingte Färbung zwar im allgemeinen blau ist, in einzelnen Fällen jedoch Anomalien aufweist. So rufen z. B. *Solanum tuberosum*, *Furcellaria fastigiata* und viele andere Pflanzen eine violette Färbung anstatt der blauen hervor; eine rötliche erzeugen *Lathraea Squamaria* und *Paxillus involutus*.

Das durch eine ganze Reihe sehr empfindlicher Farbenreaktionen ausgezeichnete Benzidinreagenz (WOKER) wird, ausser durch Oxydasen, durch die Einwirkung von z. B. Chlor, Brom, Chromsäure, Kaliumpermanganat und Ferricyankalium gefärbt.

Durch die angedeuteten Fehlerquellen verlieren die Oxydasereaktionen an Wert. Hinsichtlich der in dieser Abhandlung beschriebenen Ergebnisse kommen in erster Linie die die Jodstärkereaktion und die Guajakprobe hemmenden Wirkungen von Gerbstoffen, bezw. von Zucker in Betracht. Im folgenden wird auf diese Fehlerquelle mehrfach Rücksicht genommen.

Meine Untersuchungen bezweckten in erster Linie, die Angaben von CHODAT und BACH über die Verbreitung der Jodidoxydasen nach der von mir modifizierten Jodkaliumstärkemethode nachzuprüfen und die Untersuchungen dieser Forscher weiter zu verfolgen. Die experimentelle Prüfung wurde daher auf ein sehr umfassendes Material — bisher etwa 1250 Arten — ausgedehnt. In der vorliegenden Abhandlung beabsichtige ich, eine kurzgefasste Übersicht meiner dabei gewonnenen Resultate mitzuteilen, und zwar insbesondere das Verhalten der verschiedenen Abteilungen

des Pflanzenreiches hinsichtlich der Wirkungssphäre der betreffenden Reaktion zu ermitteln.

Angiospermen.

Über die Verbreitung der Jodidoxydasen unter den Angiospermen liegen schon einige Angaben von CHODAT und BACH, wie auch von ASO vor. Nach den Beobachtungen dieser Forscher zeigen folgende Familien mehr oder weniger ausgeprägt die Jodidoxydasereaktion: *Liliaceae, Colchicaceae, Commelinaceae, Araceae, Scitaminaceae, Graminaceae, Cyperaceae, Piperaceae, Papaveraceae, Tiliaceae, Berberidaceae, Umbelliferae, Araliaceae, Caprifoliaceae, Oleaceae, Labiatae, Verbenaceae, Hydrophyllaceae, Convolvulaceae, Scrophulariaceae, Plantaginaceae, Myoporaceae, Dipsaceae* und *Compositae.*

Um diese Untersuchungen über die Verbreitung der Jodidoxydasen weiter zu verfolgen, habe ich ausgewählte, zu den verschiedenen Familien und Gruppen der Angiospermen gehörende Pflanzen einer näheren Prüfung unterzogen, und es hat sich dabei herausgestellt, dass diese Stoffe in der Tat weit verbreitet sind. Die Anzahl der mit der Jodkaliumstärkeprobe untersuchten Arten steigt auf etwa 850, die so gut wie alle Gruppen der Angiospermen repräsentieren. Dieses sehr umfassende Versuchsmaterial lässt sich in Details nicht hier anführen. Es hat sich aber herausgestellt, dass das Vorkommen von Oxydase in einigen Fällen für grosse Gruppen charakteristisch ist, in anderen dagegen nur bei einzelnen Arten nachzuweisen ist, während sich übrige verwandte Arten als oxydasefrei erwiesen. Besonders unter den Sympetalen ist die allgemeine Verbreitung von oxydasischen Stoffen auffallend.

Positive Reaktion ergaben bei der Jodkaliumstärkeprobe folgende Familien, wenigstens überwiegend: *Pandanaceae, Sparganiaceae, Potamogetonaceae, Alismataceae, Hydrocharitaceae, Araceae, Bromeliaceae, Commelinaceae, Pontederiaceae,*

Juncaceae, Dioscoreaceae, Taccaceae, Musaceae, Cannaceae, Orchidaceae, Piperaceae, Salicaceae, Betulaceae, Ulmaceae, Urticaceae, Aristolochiaceae, Nyctaginaceae, Ranunculaceae, Berberidaceae, Menispermaceae, Magnoliaceae, Calycanthaceae, Papaveraceae, Saxifragaceae, Rosaceae, Callitrichaceae, Aquifoliaceae, Vitaceae, Malvaceae, Sterculiaceae, Dilleniaceae, Guttiferae, Araliaceae, Umbelliferae, Oleaceae, Loganiaceae, Convolvulaceae, Hydrophyllaceae, Borraginaceae, Verbenaceae, Labiatae, Solanaceae, Bignoniaceae, Martyniaceae, Orobanchaceae, Gesneraceae, Acanthaceae, Plantaginaceae, Caprifoliaceae, Adoxaceae, Valerianaceae, Dipsacaceae, Campanulaceae und *Compositae.* Die Mehrzahl dieser Familien umfassen ausnahmslos nur jodidoxydaseführende Arten. Bei einigen waren doch neben solchen auch oxydasefreie Arten vorhanden. Ein buntes Bild zeigen in dieser Hinsicht z. B. *Salicaceae, Betulaceae, Fagaceae, Urticaceae, Chenopodiaceae, Caryophyllaceae, Saxifragaceae, Rosaceae, Leguminosae* (von etwa 20 untersuchten Arten zeigten nur 4 positive Reaktion), *Ericaceae, Scrophulariaceae, Rubiaceae* und *Campanulaceae.*

Meine Untersuchungen haben demnach in den meisten Fällen Chodat's und Bach's Angaben bestätigt. Doch habe ich keine Oxydasereaktion bei folgenden, von den betreffenden Forschern als oxydaseführend angegebenen Familien gefunden: *Graminaceae* (unter 15 untersuchten Arten zeigte nur *Agrostis stolonifera* Gehalt an Oxydase), *Cyperaceae* (von 12 waren nur 2 — *Carex hirta* und *Cyperus alternifolius* — oxydaseführend), *Liliaceae* und *Tiliaceae.*

Oxydasefrei fand ich folgende Familien: *Typhaceae, Aponogetonaceae, Juncaginaceae, Graminaceae* (Ausnahme *Agrostis stolonifera*), *Cyperaceae* (Ausnahmen *Carex hirta* und *Cyperus alternifolius*), *Lemnaceae, Liliaceae, Amaryllidaceae, Iridaceae, Zingiberaceae, Myricaceae, Juglandaceae, Proteaceae, Polygonaceae, Chenopodiaceae* (Ausnahmen *Beta vulgaris* und *Hablitzia thamnoides*), *Amarantaceae, Phytolaccaceae, Aizoaceae, Portulacaceae, Caryophyllaceae* (Aus-

nahmen *Viscaria vulgaris, Lychnis dioica* und *Gypsophila fastigiata*), *Nymphaeaceae, Fumariaceae, Resedaceae, Sarraceniaceae, Nepenthaceae, Droseraceae, Crassulaceae, Leguminosae* (Ausnahmen *Trifolium pratense, Tr. repens, Sarothamnus scoparius* und *Biophytum sensitivum*), *Geraniaceae, Oxalidaceae, Tropaeolaceae, Rutaceae, Simarubaceae, Polygalaceae, Euphorbiaceae, Buxaceae, Empetraceae, Limnanthaceae, Anacardiaceae, Celastraceae, Staphyleaceae, Aceraceae, Balsaminaceae, Rhamnaceae, Tiliaceae, Violaceae, Caricaceae, Datiscaceae, Cactaceae, Thymelaeaceae, Elaeagnaceae, Lythraceae* (Ausnahme *Peplis Portula*), *Melastomataceae, Oenotheraceae, Halorrhagidaceae* (Ausnahmen *Hippuris vulgaris* und *Gunnera scabra*), *Cornaceae, Pyrolaceae, Ericaceae* (Ausnahmen *Vaccinium Vitis Idaea, Myrtillus nigra, M. uliginosa* und *Arctostaphylos uva ursi*), *Primulaceae, Plumbaginaceae, Sapotaceae, Gentianaceae* (Ausnahme *Menyanthes trifoliata*), *Apocynaceae* (Ausnahmen *Nerium Oleander* und *Allamanda cathartica*), *Asclepiadaceae, Polemoniaceae* und *Cucurbitaceae*.

Den Oxydasegehalt einiger an diesen Pflanzen auftretenden Zoocecidien habe ich auch untersucht. Selbstverständlich wurden die Gallen dabei aufgeschnitten und die Gallenerzeuger vor dem Versuche entfernt. Es stellte sich heraus, dass die Zoocecidien im allgemeinen sehr genau mit dem Verhalten der Wirtpflanzen übereinstimmen. In einigen Fällen wurde die Oxydasereaktion weniger deutlich gefunden, was wohl auf den erhöhten Gehalt der Gallen an Gerbstoffen — Substanzen, welche bekanntlich die Jodstärkereaktion beeinträchtigen, — zurückzuführen sei.

Über die mit Guajaktinktur nachzuweisenden Oxydasen liegen hinsichtlich der Angiospermen Untersuchungen von Planche[1], van der Broek, Schönbein[2], Reinke[3], Ber-

[1] Die Arbeit von van der Broek habe ich leider nicht benutzen können. Die von Planche (1820) mit Guajaktinktur geprüften Pflanzen seien hier unten — nach dem Referat in Thénard's Lehrbuch der theoretischen und praktischen Chemie, 1827, — angeführt. Bläuung

trand, Bourquelot[4], Vines[5], Grüss und insbesondere von Passerini (1899) und Onslow (1921) vor, die dieser Reaktion eine eingehende Prüfung gewidmet haben. In den meisten Fällen zeigen die guajakbläuenden Oxydasen eine weitgehende Übereinstimmung mit den Jodidoxydasen. Nur vereinzelt fallen die betreffenden Reaktionen verschieden

---

erfolgt nach Planche bei *Symphytum officinale* [Symphytum Consolida], *Taraxacum officinale, Iris germanica, Cichorium Intybus, Eryngium campestre, Nymphaea alba, Brassica Napus, Arctium Lappa, Colchicum autumnale, Saponaria officinalis, Fumaria officinalis, Cochlearia officinalis, Scrophularia officinalis, Rumex Acetosa, Scorzonera hispanica, Asparagus officinalis, Borrago officinalis, Angelica Archangelica* und *Allium Cepa.* Besonders kräftig war die Reaktion bei Prüfung des Milchsafts von *Cichorium Intybus.* Dagegen trat keine Bläuung bei den Wurzeln von *Rumex acutus, Polystichum Filix mas* und *Fragaria vesca* ein, auch bewirkte der Schleim von *Linum usitatissimum, Plantago Psyllium, Cydonia vulgaris* und *Astragalus sp.* keine Blaufärbung, wohl aber nach einer Angabe von Brande Weizenmehl. Bemerkenswert ist, dass einige nach den Untersuchungen späterer Forscher als oxydasefrei bezeichnete Pflanzen von Planche als guajakbläuend angegeben werden. Erwünscht wäre eine nochmalige Prüfung verschiedener Teile der betreffenden Pflanzen.

[2] Nach Schönbein (1868, S. 199) färben *Taraxacum officinale, Lactuca sativa, Senecio vulgaris* und überhaupt besonders Syngenesisten Guajak blau. Auch getrocknete Blätter von *Taraxacum* liefern, beim Zusammenreiben mit Wasser, eine die Guajaktinktur blau färbende Flüssigkeit (S. 201).

[3] Reinke fand (S. 70) bei der grossen Mehrzahl der darauf untersuchten Pflanzen eine Blaufärbung, wenn man die frischen Schnittflächen mit Guajaklösung bepinselt.

[4] Bertrand beobachtete Guajakbläuung beim Prüfen folgender Pflanzen auf Lakkase: *Beta, Daucus Carota, Brassica Napus, Dahlia, Solanum tuberosum, Asparagus officinalis, Canna indica, Medicago sativa, Lolium perenne, Helianthus tuberosus, Pyrus Malus, P. communis, Cydonia vulgaris, Aesculus Hippocastanum, Gardenia, Rhus vernicifera* (S. 166). Bourquelot erhielt sofortige Bläuung mit Guajaklösung bei den Extrakten aus *Senecio vulgaris, Lactuca sativa, Sonchus oleraceus* und *Taraxacum officinale.*

[5] Nach Vines (S. 258) bei *Cuscuta, Pyrus communis, Pyrus Malus, Solanum tuberosum, Helianthus tuberosus, Taraxacum officinale, Daucus Carota, Vitis vinifera* und *Lactuca sativa.*

aus, aber auch dann scheint es sich keineswegs um verschiedene Oxydasearten zu handeln, sondern nur in einem oder anderem Falle um störende stoffliche Einflüsse, durch welche die Reaktionen modifiziert, bezw. gehemmt werden. Eine nähere Auseinandersetzung dieser Verhältnisse beabsichtige ich an anderer Stelle, an der Hand einer detaillierten Untersuchung über die Jodidoxydasen der Angiospermen, zu liefern.

Geprüft wurden bei der Jodkaliumstärkeprobe im allgemeinen sowohl Wurzeln wie Stengel, Blätter und Blüten. In manchen Fällen kamen auch Früchte zur Untersuchung, aber besonders diese zeigten öfters betreffs ihren Jodidoxydasegehalts auffällige Unterschiede, was ja übrigens hinsichtlich der auf Guajakharz wirkenden Oxydasen schon vorher bekannt ist. So haben sich die reifen Früchte von *Rubus Idaeus, R. fruticosus* und *Solanum Lycopersicum* bei der Jodkaliumstärkeprobe stets als oxydasefrei erwiesen, wie auch nach ONSLOW und LUBIMENKO — und wie ich bestätigen kann — bei der Guajakprobe der Fall ist; die vegetativen Teile dieser Pflanzen geben aber positive Reaktion. Nach LUBIMENKO erreicht bei *Solanum Lycopersicum* der Gehalt der Früchte an Oxydase seinen Höhepunkt, wenn diese anfangen sich zu röten, und verschwindet dann allmählich. In Anbetracht der erwähnten Differenzen habe ich aus diesem Grunde bei den Schlussfolgerungen überhaupt von dem oxydasischen Verhalten der Früchte abgesehen.

In manchen Fällen, wie z. B. oftmals bei Stengeln, lässt sich bei der Jodkaliumstärkeprobe ohne weiteres feststellen, dass die Lokalisation der Oxydasen zur Oberfläche des Organs eingeschränkt ist. Man erhält nämlich am Substrat öfters einen blauen Abdruck des geprüften Teils in Form eines Hohlzylinders. Bei Kartoffelknollen ist wiederholt die Beobachtung gemacht, dass die inneren Teile oxydasearm, bezw. oxydasefrei sind. Bei Querschnitten durch die Knollen von *Helianthus tuberosus* tritt stets die Bläuung der Jodkaliumstärke zuerst an den Stellen, die

in Berührung mit den peripherischen Schichten derselben stehen.

Eine bemerkenswerte Rolle kommt bei den Oxydaseversuchen dem chlorophyllführenden Gewebe zu. Werden nämlich grüne Pflanzenteile zerrieben, so verschwindet, wie zuerst WURSTER (1888, S. 921, 1526) nachweisen konnte, oft die oxydierende Kraft des Safts, wenn dieser mit dem Chlorophyll in Berührung kommt. Im Gegensatz hierzu aktivieren chlorophyllfreie Gewebe, wie das Fleisch vieler Früchte, Wurzeln und Knollen, Sauerstoff bei Berührung mit der Luft. WURSTER führt ferner folgende Beobachtung an, die ich hinsichtlich der Jodstärkeprobe bestätigen kann. Der frische Schnitt einer jungen, frisch der Erde entnommenen Kartoffel entfärbt das gebläute Tetrapapier — ein von WURSTER empfohlenes, mit gelöstem Tetramethylparaphenylendiamin getränktes Papier, das in vielen Fällen ein vorzügliches, zum Nachweis minimaler Mengen aktiven Sauerstoffs dienendes Reagenz darstellt, — durch Reduktion, oxydiert aber das Papier rasch bei Luftzutritt. Presst man das gebläute Papier zwischen zwei frische Schnittflächen, so wird dasselbe wieder reduziert.

Ungemein kräftige Oxydasewirkungen übt der Milchsaft mancher Pflanzen aus. Dies trifft z. B. bei folgenden, von mir näher untersuchten Pflanzen zu: *Bocconia cordata, Chelidonium majus, Glaucium luteum, Papaver dubium, P. Rhoeas, P. orientale, Sanguinaria canadensis, Ficus elastica. F. indica, Hieracium umbellatum, Mulgedium macrophyllum, Sonchus arvensis, S. oleraceus* und *Taraxacum officinale.* Oxydasisch wirkungslos war dagegen der Milchsaft von z. B. *Apocynum cannabinum, Asclepias currassavica, A. syriaca, Carica Papaya, Euphorbia aphylla, E. Cyparissias, E. epithymoides, E. Helioscopia* und *E. Peplus.*

Im Milchsaft verschiedener Kautschukpflanzen *(Hevea, Castilloa, Manihot* und *Landolphia)* sind schon vorher von PARKIN, LECOMTE und WEBER Oxydasen nachgewiesen worden.

Angeblich sind auch die Gummiarten reich an Oxydase. Schon PLANCHE gibt an, dass durch Guajaktinktur verschiedene Gummiarten blau gefärbt werden, und er gründete sogar hierauf eine Methode, um diese Gummiarten im verfälschten Traganth nachzuweisen. Nach WIESNER (1885, S. 42) ist aber dieser Nachweis keineswegs sicher; fast alle, Cerasin und Arabin, auch selbst der Traganth, färben die Guajaklösung hellblau. Nach BERTRAND und BOURQUELOT werden in Gummiarten fast regelmässig Oxydasen gefunden. Bei einer von mir unternommenen Prüfung des nativen Cerasins (aus *Prunus avium)* mit Jodkaliumstärkegelatine trat aber gar keine Blaufärbung infolge Jodstärkebildung ein.

In manchen Fällen, bei denen sich gerbstoffführende Pflanzenteile als frei von Jodidoxydase erwiesen haben, wird vielleicht nach dem Entfernen der Gerbstoffe die betreffende Prüfung auf Oxydase positive Reaktion ergeben. Tatsächlich ist dies hinsichtlich guajakbläuender Oxydasen mehrfach (von ONSLOW und anderen Forschern) beobachtet worden.

Eine hemmende Rolle bei den Oxydaseproben spielt auch eine hohe Azidität der Zellen. Es hat sich bei meinen Versuchen ergeben, dass sämtliche Pflanzen, die im Zellsaft grössere Mengen freier Säuren, bezw. saurer Salze führen, z. B. *Rumex-*, *Begonia-* und *Oxalis*-Arten [1], die Crassulaceen, stets negative Reaktion mit Jodkaliumstärke geben. CLARK und REED haben hinsichtlich anderer Oxydasereaktionen auf den wichtigen diesbezüglichen Einflüss der Azidität aufmerksam gemacht [2] und in der Tat bei manchen Pflan-

---

[1] Bei meinen Versuchen mit *Oxalis*-Arten *(O. articulata, Acetosella* und *Valdiviensis)* beobachtete ich wiederholt im Gelatinegel an der Umgebung der Pflanzenteile eine reichliche Auskristallisierung von Oxalaten.

[2] Wenn die Azidität den Wert erreicht, dass 10 ccm des Extrakts 8 ccm eines $\frac{N}{10}$-Kalilaugelösung für Neutralisation erfordern, so bleibt nach CLARK die Oxydasereaktion aus.

zen, nach Neutralisierung der Säfte, positive Oxydasereaktion gefunden.

Ich verzichte hier, den häutigen Stand der Ansichten betreffs der Oxydaselehre näher zu berühren, und verweise an die eingehenden Aufschlüsse hin, die sich über die Natur und die Konstitution der pflanzlichen Oxydasen wie auch über die Mechanik ihrer Wirkungen in den hier zitierten Arbeiten von Czapek, Fürth, Lafar und Oppenheimer vorfinden. Ich beschränke mich nur darauf, ausdrücklich zu betonen, dass wenn hier von oxydierenden Enzymen gesprochen wird, diese Ausdrucksweise der Kürze wegen gewählt ist, über die chemische Natur der wirksamen Körper aber nichts angesagt werden soll. Bestehen doch in der Enzymologie manche dunkle und widerspruchsvolle Punkte, und die Ansichten gehen hinsichtlich der hierhergehörigen Fragen öfters weit voneinander. So ist z. B. Arthus (siehe Grüss, 1898, S. 133) zu dem Schluss gelangt, dass Enzyme keine Stoffe sind, sondern nur Eigenschaften der Stoffe. Und bei einer kritischen Prüfung der Enzymnatur der natürlichen Oxydasen haben Euler und Bolin konstatiert, dass man aus *Medicago sativa* ein Gemisch organisch saurer Calziumsalze gewinnen kann, welchem starke oxydasische, besonders an die der Lakkase erinnernde Effekte zukommen. In den betreffenden, auch eisenhaltigen Calziumsalzen wurden ein-, zwei- und dreibasische Oxysäuren (besonders Citronensäure, Äpfelsäure und Mesoxalsäure) erkannt.

Gymnospermen.

Über die Oxydasen der Gymnospermen liegt meines Wissens nur eine Angabe von Passerini vor. Dieser Forscher untersuchte mit der Guajakprobe *Juniperus phoenicea* und fand diese Art in allen Teilen oxydasefrei.

Bei meinen Untersuchungen kamen die in nachstehender Tabelle angeführten Pflanzen zur Prüfung. Wie aus der Übersicht hervorgeht, sind die Gymnospermen

vorwiegend oxydasefrei. Nur bei *Ceratozamia robusta, Araucaria excelsa, Cunninghamia sinensis* und *Cryptomeria japonica* wurde positive Oxydasereaktion gefunden, und auch in diesen Fällen war die Jodstärkefärbung nur wenig hervortretend. Die Ergebnisse wurden mit der Guajakprobe kontrolliert und dabei bestätigt gefunden.

Cycadales.	
Cycas revoluta Thunb.	—
Ceratozamia robusta Miq.	+
Ginkgoales.	
Ginkgo biloba L.	—
Coniferae.	
Podocarpus japonicus Hort.	—
Cephalotaxus Fortunei Hook.	—
Taxus baccata L.	—
Araucaria excelsa R. Br.	+
Picea excelsa Link	—
Tsuga Sieboldii Carr.	—
Abies Nordmanniana Link	—
Larix europaea DC.	—
Cedrus atlantica Manetti	—
Pinus montana Miller	—
Pinus silvestris L.	-
Cunninghamia sinensis R. Br.	+
Sequoia gigantea Torr.	—
Cryptomeria japonica D. Don. *var. araucarioides* Carriera	+
Callitris quadrivalvis Vent.	—
Thujopsis dolobrata Sieb. & Zucc.	—
Biota orientalis Endl.	—
Chdmaecyparis Lawsoniana (Murr.) Parl.	—
Juniperus chinensis L.	—
Juniperus communis L.	—
Juniperus Sabina L.	—
Gnetales.	
Ephedra nebrodensis Tin.	—
Ephedra procera Vis.	—

Erwünscht wäre eine nähere Prüfung der in den verschiedenen Teilen mancher Gymnospermen vorhandenen Harzstoffe, bezw. Balsame. In Betracht kommt dabei auch die durch diese Stoffe entstehende Ozonisierung. Wie ich beobachtet habe, bewirkt ozonisierter Terpentin eine kräftige Jodstärkereaktion.

Pteridophyten.

Vorher sind nur *Dryopteris* (*Polystichum*) *Filix mas* (Planche), *Pteris aquilina* (Passerini, Grüss) und *Equisetum arvense* (Passerini) auf Oxydase geprüft worden, und zwar bei der Guajakprobe oxydasefrei gefunden. Bei *Pteris aquilina* beobachtete doch Grüss (1898, S. 132), dass im austreibenden Rhizom sich das Gewebe der Rinde und das Xylem durch Guajak bläuen. Bei meinen eigenen, auf 41 Arten ausgedehnten Untersuchungen wurde aber positive Oxydasereaktion mit Jodkaliumstärke bei einer beträchtlichen Anzahl Gefässkryptogamen beobachtet. Die Ergebnisse sind an der beigefügten Tabelle zusammengestellt. Es sei inzwischen hinzugefügt, dass sich unter Umständen viele von diesen oxydaseführenden Arten — wahrscheinlich infolge Altersunterschiede der untersuchten Individuen — auf andere Weise verhielten. In einzelnen Versuchen habe ich nämlich folgende frei von Oxydase gefunden: *Pteris aquilina, Polypodium aureum, P. vulgare, Dryopteris Phegopteris, Equisetum hiemale, E. limosum, E. silvaticum* und *Lycopodium annotinum*. Auch zeigten diese bei Kontrollversuchen keine Bläuung der Guajaktinktur.

Prothallien kamen nur von *Adiantum sp.* zur Untersuchung. Die Guajakprobe fiel hier positiv und zwar besonders scharf aus.

Filicales.	
Woodsia ilvensis (L.) R. Br.	—
Cystopteris fragilis (L.) Bernh.	+
Struthiopteris germanica Willd.	+
Struthiopteris Filicastrum All.	+

Polystichum aculeatum (L.) Schott *var. grandidens* Hort.	+
Athyrium Filix femina (L.) Roth	+
Blechnum brasiliense Desv.	+
Blechnum Spicant (L.) Sm.	+
Asplenium septentrionale (L.) Hoffm.	+
Asplenium Trichomanes L.	+
Phyllitis Scolopendrium (L.) Newm.	+
Adiantum tenerum Sw.	—
Pteris aquilina L.	+
Polypodium aureum L.	+
Polypodium vulgare L.	+
Dryopteris cristata (L.) Gray	+
Dryopteris Filix mas (L.) Schott	+
Dryopteris Linnaeana C. Chr.	—
Dryopteris Phegopteris (L.) C. Chr.	+
Platycerium bifurcatum (Cav.) C. Chr.	—
Ceratopteris thalictroides (L.) Brongn.	+
Pilularia globulifera L.	—
Salvinia natans (L.) All.	+
Azolla caroliniana Willd.	+
Ophioglossum vulgatum L.	—
Botrychium Lunaria (L.) Sw.	+
Equisetales.	
Equisetum arvense L.	+
Equisetum hiemale L.	+
Equisetum sylvaticum L.	—
Equisetum limosum L.	+
Lycopodiales.	
Lycopodium annotinum L.	+
Lycopodium clavatum L.	+
Lycopodium inundatum L.	—
Lycopodium Selago L.	—
Psilotum triquetrum Sw.	+
Selaginella apus Spring.	+
Selaginella grandis Moore	+
Selaginella helvetica (L.) Link	+
Selaginella Martensii Spring.	+
Selaginella spinulosa Al. Br.	—
Isoëtes lacustris Dur.	+

Bryophyten.

Hinsichtlich ihres oxydasischen Verhaltens sind die Moose bisher überhaupt ganz unbekannt. Ich habe 35 Arten und zwar sowohl Laubmoose als auch Lebermoose untersucht. Positive Reaktion wurde bei 13 gefunden. Die bei der Jodkaliumstärkeprobe erzielten Ergebnisse waren aber nur wenig deutlich, und sie wurden daher in sämtlichen Fällen mit der Guajakprobe kontrolliert. Dabei wurde eine völlige Bestätigung der Resultate gewonnen.

Hepaticae.	
Marchantia polymorpha L.	+
Fegatella conica (L.) CORDA	+
Lunularia cruciata (L.) DUM.	+
Dumortiera irrigua (WILSON) NEES	+
Porella platyphylla (L.) LINDB.	+
Cephalozia fluitans (NEES) SPRUCE	—
Riccardia pinguis (L.) B. GR.	+
Ptilidium pulcherrimum (WEB.) HAMPE	—
Diplophyllum albicans (L.) DUM.	+
Plagiochila asplenioides (L.) DUM. *var. minor* LINDENB.	+
Pellia endiviifolia (DICKS.) LINDB.	+
Musci.	
Sphagnum cuspidatum EHRH.	—
Sphagnum fuscum (SCHIMP.) KLINGG.	—
Dicranum fuscescens TURN.	+
Dicranum majus SM.	—
Mollia tenuirostris (HOOK. & TAYL.) LINDB.	+
Grimmia heterosticha (HEDW.) C. MÜLL.	+
Grimmia hypnoides (L.) LINDB.	—
Bryum argenteum L.	—
Astrophyllum cuspidatum (NECK.) LINDB.	—
Astrophyllum hornum (L.) LINDB.	—
Astrophyllum undulatum (L.) LINDB.	—
Polytrichum commune L.	—
Polytrichum juniperinum WILLD.	—
Fontinalis antipyretica L.	—
Amblystegium fluitans (L.) DE NOT. *var. exannulatum* (GRÜNB.) REN.	—

Hylocomium loreum (L.) Br. eur.	—
Hylocomium parietinum (L.) Lindb.	—
Hylocomium proliferum (L.) Lindb.	—
Hylocomium squarrosum (L.) Br. eur.	—
Hylocomium triquetrum (L.) Br. eur.	—
Ptilidium crista castrensis (L.) De Not.	—
Stereodon cupressiformis (L.) Brid.	—
Plagiothecium silvaticum (Huds.) Br. eur.	+
Climacium dendroides (L.) Web. & Mohr	—

Wie aus dieser Tabelle [1] hervorgeht, gaben beinahe sämtliche untersuchte Lebermoose [2] positive Reaktion, während sich die Laubmoose im allgemeinen als oxydasefrei herausstellten. Unter 24 geprüften Laubmoosen waren nur 4 — *Dicranum fuscescens, Mollia tenuirostris, Grimmia heterosticha* und *Plagiothecium silvaticum* — oxydaseführend. Hinzugefügt sei noch, dass sich die Sporophyten, wie voraussichtlich, gleich wie die Gamophyten verhalten. Untersucht wurden aber nur die Sporogonien von *Polytrichum commune* und *P. juniperinum*.

Algen.

Über die Verbreitung und die Wirkungsweise der oxydierenden Enzyme bei den Algen liegen Untersuchungen

[1] Die Artbestimmung verdanke ich Herrn Lektor Hj. Möller (Stockholm).

[2] Untersucht wurden von *Riccardia pinguis* nur ganz reine, lebhaft grüne Thallusteile, die keine durch Eisenimpregnation bedingte Verfärbung zeigten. Die sehr kräftige Reaktion älterer Thallusstücke ist aber zweifellos, wenigtens z. T., auf die spezifische Wirkung aufgespeicherter Eisenverbindungen zurückzuführen. Das Ergebnis meiner Untersuchung — an der limnologischen Station Aneboda ausgeführt — ist jedenfalls aus diesem Grunde etwas unsicher. Weil doch übrige untersuchte Lebermoose, die aus eutrophem Gebiete stammten und keine Eisenimprägnation zeigten, trotzdem eine sichere Oxydasereaktion ergaben, habe ich auch die *Riccardia pinguis* als eine oxydaseführende Pflanze bezeichnet. Siehe ferner betreffs der *Riccardia pinguis* die näheren Auseinandersetzungen S. 30, 48, 51.

von mehreren Forschern, von SEGERS-LAUREYS, ATKINS, REED, DUGGAR, DAVIS und von HAMPTON und BAAS-BECKING, vor, welche Forscher teils direkt nachweisbare Oxygenasen, teils auch und zwar vorwiegend, nach indirekten Methoden, Peroxydasen bei diesen Pflanzen nachgewiesen haben. In zwei auf dieses Thema sich beziehenden Arbeiten (1925, 1926) hat ferner der Verfasser die Jodidoxydasen einer eingehenden Prüfung unterzogen. Ich konnte dabei den Nachweis liefern, dass Oxydasen dieser Art bei den Rhodophyceen vorhanden sind und in erheblicher Menge bei einzelnen Gattungen, wie z. B. bei *Rhodomela, Polysiphonia, Delesseria sanguinea, Odonthalia, Brongniartella, Furcellaria, Pterosiphonia* und *Trailliella*, auftreten. Bei anderen Gattungen dagegen, wie z. B. bei *Ceramium, Cystoclonium, Rhodymenia* und *Nemalion*, fehlen diese Stoffe vollständig. Von einzelnen Ausnahmen abgesehen, herrschte eine genaue Übereinstimmung zwischen der Jodkaliumstärkeprobe und den zum Vergleich benutzten Guajakharz- und Benzidinproben.

Die oxydasische Tätigkeit zeigte sich genau auf die Rhodophyceen beschränkt. Was aber ferner die anderen Algengruppen betrifft, so haben meine Untersuchungen ergeben, dass weder bei *Phaeophyceae* noch bei *Chlorophyceae* Oxydasewirkungen nachweisbar sind. In derselben Weise verhalten sich die *Characeae*, wahrscheinlich auch die *Cyanophyceae*. Hinsichtlich der in diesen Arbeiten angeführten Literatur sei noch hinzugefügt, dass *Fucus vesiculosus* und *Ulva Lactuca* schon von PASSERINI mit der Guajakprobe untersucht wurden und dass sich diese Algen dabei als oxydasefrei herausstellten.

Meine im Sommer 1926 — z. T. bei der limnologischen Station Aneboda (Småland) — weiter verfolgten Untersuchungen über Süsswasseralgen haben ergeben, dass sich folgende *Conjugatae* und *Chlorophyceae* bei der Jodkaliumstärkeprobe und auch beim Prüfen mit Guajaktinktur als frei von Oxydasen erwiesen: *Botryococcus Braunii, Zygo-*

gonium ericetorum, Spirogyra spp., Trentepohlia aurea, Chara spp. und *Nitella spp.* Auf gleiche Weise verhielt sich ferner auch die an eine *Chara* erinnernde *Spongia fluviatilis.* Auch wurden bei den Süsswasserflorideen *Lemanea fluviatilis* und *Batrachospermum vagum* keine sicheren Reaktionen auf Oxydase gefunden. Unter den *Cyanophyceae* zeigte sich *Anabaena sp.* oxydasefrei, *Nostoc Zetterstedtii* dagegen reich an Oxydase.

Aus der nebenbei stehenden Übersicht ergibt sich die Verbreitung der jodidoxydierenden Enzyme bei den verschiedenen Algenabteilungen.

Rhodophyceae.	
Erythrotrichia ceramicola (LYNGB.) ARESCH.	+
Porphyropsis coccinea J. G. AG.	—
Porphyra laciniata (LIGHTF.) AG.	—
Lemanea fluviatilis (L.) AG.	—
Batrachospermum vagum AG.	—
Nemalion multifidum (WEB. ET MOHR) J. G. AG.	—
Scinaia furcellata (TURN.) BIV.	—
Chondrus crispus (L.) LYNGB.	+
Phyllophora Brodiaei (TURN.) J. G. AG.	+
Phyllophora membranifolia (GOOD. ET WOODW.) J. G. AG.	+
Ahnfeltia plicata (HUDS.) FRIES	—
Cystoclonium purpurascens (HUDS.) KÜTZ.	—
Euthora cristata (L.) J. G. AG.	+
Rhodophyllis bifida (GOOD. et WOODW.) KÜTZ.	—
Rhodymenia palmata (L.) GREV.	—
Lomentaria clavellosa (TURN.) GAILL.	+
Plocamium coccineum (HUDS.) LYNGB.	—
Delesseria alata (HUDS.) LAMOUR.	+
Delesseria ruscifolia (TURN.) LAMOUR.	—
Delesseria sinuosa (GOOD. et WOODW.) LAMOUR.	+
Delesseria sanguinea (L.) LAMOUR.	+
Laurencia pinnatifida (GMEL.) LAMOUR.	—
Bonnemaisonia asparagoides (WOODW.) AG.	+
Polysiphonia urceolata (LIGHTF.) GREV.	+
Polysiphonia violacea (ROTH) GREV.	+
Polysiphonia fibrillosa (DILLW.) GREV.	+

Polysiphonia elongata (Huds.) Harv.	+
Polysiphonia Brodiaei (Dillw.) Grev.	+
Polysiphonia nigrescens (Dillw.) Grev.	+
Pterosiphonia parasitica (Huds.) Falkenb.	+
Brongniartella byssoides (Good. et Woodw.) Schmitz	+
Rhodomela subfusca (Woodw.) Ag.	+
Rhodomela virgata Kjellm.	+
Odonthalia dentata (L.) Lyngb.	+
Heterosiphonia coccinea (Huds.) Falkenb.	—
Chantransia virgatula (Haw.) Thur.	+
Spermothamnion roseolum (Ag.) Pringsh.	+
Trailliella intricata Batters.	+
Griffithsia corallina (Lightf.) Ag.	+
Callithamnion corymbosum (Smith) Lyngb.	+
Plumaria elegans (Bonnem.) Schmitz	+
Ptilota plumosa (L.) Ag.	—
Antithamnion plumula (Ellis) Thur.	+
Ceramium penicillatum Aresch.	—
Ceramium rubrum (Huds.) Ag.	—
Rhodochorton Rothii (Turt.) Näg.	—
Rhodochorton membranaceum Magnus	+
Dilsea edulis Stackh.	+
Furcellaria fastigiata (Huds.) Lamour.	+
Polyides rotundus (Gmel.) Grev.	+
Cruoria pellita (Lyngb.) Fries	+
Hildenbrandtia rosea Kütz.	—
Lithothamnion polymorphum (L.) Aresch.	+
Corallina officinalis L.	+
Phaeophyceae.	
Ralfsia verrucosa (Aresch.) J. G. Ag.	—
Elachista fucicola (Vell.) Aresch.	—
Chaetopteris plumosa (Lyngb.) Kütz.	—
Asperococcus bullosus Lamour.	—
Dictyosiphon hippuroides (Lyngb.) Kütz.	—
Dictyosiphon foeniculaceus (Huds.) Grev.	—
Desmarestia viridis (Müll.) Lamour.	—
Desmarestia aculeata (L.) Lamour.	—
Leathesia difformis (L.) Aresch.	—
Mesogloia vermiculata (Engl.) Le Jol.	—
Chordaria flagelliformis (Müll.) Ag.	—
Chorda tomentosa Lyngb.	—

Chorda Filum (L.) STOCKH.	—
Laminaria saccharina (L.) LAMOUR.	—
Laminaria digitata (L.) LAMOUR.	—
Laminaria Cloustoni (EDM.) LE JOL.	—
Fucus vesiculosus L.	—
Fucus spiralis L.	—
Fucus serratus L.	—
Ascophyllum nodosum (L.) LE JOL.	—
Halidrys siliquosa (L.) LYNGB.	—
Chlorophyceae.	
Spirogyra spp.	—
Zygogonium ericetorum KÜTZ.	—
Botryococcus Braunii KÜTZ.	—
Enteromorpha intestinalis (L.) LINK	—
Enteromorpha clathrata (ROTH) J. G. AG.	—
Ulva Lactuca (L.) LE JOL.	—
Trentepohlia aurea (L.) MART.	—
Chaetomorpha Melagonium (WEB. et MOHR) KÜTZ.	—
Acrosiphonia pallida KJELLM.	—
Cladophora rupestris (L.) KÜTZ.	—
Bryopsis plumosa (HUDS.) AG.	—
Characeae.	
Chara fragilis DESV.	—
Chara spp.	—
Nitella spp.	—
Cyanophyceae.	
Anabaena sp.	—
Rivularia atra ROTH	—
Nostoc Zetterstedtii I. E. ARESCH.	+

Hinsichtlich der angeführten Ergebnisse ist noch zu bemerken, dass einzelne als oxydaseführend gefundene Algen in einer oder anderer Versuchsreihe negative Reaktion gaben, wie z. B. *Delesseria sinuosa, Chondrus crispus, Phyllophora membranifolia, Lomentaria clavellosa, Cruoria pellita* und *Corallina officinalis,* ferner auch, dass sich im Gegenteil oxydasefreie Arten in irgend einem Versuch schwach positiv verhielten. Die abweichenden Ergebnisse finden wahr-

scheinlich ihre Erklärung darin, dass der Gehalt an Oxydase und die Tätigkeit derselben nach dem Alter der Pflanze verschieden ist; vielleicht stehen sie auch in Zusammenhang damit, dass die Grenzen zwischen oxydasefreien und oxydasearmen Algenarten in der Tat unscharf sind.

Als Erklärung der in einigen Fällen fehlenden Übereinstimmung sei weiterhin auch darauf hingewiesen, dass die benutzten, wie es scheint, von einander unabhängigen Reaktionen mit Jodkaliumstärke, Guajak und Benzidin nicht die gleiche Empfindlichkeit besitzen und demnach in verschiedener Weise ausfallen können, wenn Oxydasen in sehr geringer Menge vorhanden oder nur wenig wirksam sind. Im allgemeinen scheint die Reaktion mit Jodkaliumstärke am empfindlichsten zu sein. Diese war bei *Phyllophora membranifolia, Lomentaria clavellosa, Delesseria sinuosa, Rhodochorton membranaceum, Cruoria pellita* und *Corallina officinalis* sehr schwach und oft nur spurweise vorhanden; in einigen Versuchen, mit z. B. *Phyllophora membranifolia, Delesseria sinuosa, Cruoria* und *Corallina,* fiel die Reaktion ganz negativ aus.

Eine nähere Auseinandersetzung verdienen auch die bei *Batrachospermum vagum* gefundenen Ergebnisse. Untersuchte Exemplare aus der See Gyslättsjön (Aneboda-Gebiet) zeigten beim Prüfen des Safts mit Guajakharzlösung eine deutliche Bläuung. Dagegen fiel bei dem aus der See Stråken bezogenen Versuchsmaterial die Reaktion negativ aus. Die *Batrachospermum*-Exemplare aus Gyslättsjön waren infolge Ausfällungen, bezw. Inkrustationen von Eisenoxydhydrat z. T. bräunlich verfärbt, und ich deute aus diesem Grunde die positive Reaktion in diesem Falle als eine durch diesen Umstand bedingte Erscheinung. Die Frage vom Einfluss der Eisenverbindungen bei der Jodkaliumstärke- und der Guajakprobe wird im folgenden in Zusammenhang mit meinen Untersuchungen über die See- und Moorerze eingehend ermittelt. Ich beschränke mich darauf hervorzuheben, dass für eine sichere Entscheidung die Erwärmung

des Versuchsmaterials bis zum Sieden keineswegs hinreichend ist, weil dabei nicht nur die Wirkungen der Oxydasen verloren gehen, sondern auch, wie schon PORODKO beobachtete, in vielen Fällen diejenigen der Eisenverbindungen, wenigstens z. T., gehemmt werden.

Unter den Cyanophyceen habe ich deutliche Oxydasereaktion bei *Nostoc Zetterstedtii* nachgewiesen. Möglicherweise rührt diese von dem schleimartigen Membranstoff der Alge her, welcher jedenfalls in physikalischer Hinsicht an die oxydaseführenden Schleim- und Gummiarten höherer Pflanzen erinnert. Untersuchtes Material von *Anabaena* und *Rivularia* zeigte keine Reaktion auf Oxydase. Betreffs *Phormidium laminosum* stellte LAKELA fest, dass Diastase, Invertase und Protease nicht vorhanden sind, wohl aber Lipase und wahrscheinlich auch ein Glykogen spaltendes Enzym. Über oxydasisch wirkende Stoffe teilt LAKELA keine Angabe mit.

Pilze.

Schon CHODAT und BACH hatten die Beobachtung gemacht, dass der Saft einiger Hymenomyceten — *Russula foetens* und *Lactarius vellereus* — eine überaus energische Jodentbindung aus Jodkalium bewirkt. Auch die Untersuchungen anderer Forscher haben ergeben, dass unter den Pilzen die oxydasische Tätigkeit überhaupt sehr allgemein verbreitet ist. So haben BOURQUELOT und BERTRAND (1895) die Guajakprobe benutzt, um die Verbreitung der sogenannten Lakkase unter den Hymenomyceten, von welchen etwa 200 verschiedene Arten untersucht wurden, zu ermitteln, und in Zusammenhang damit die Eigenschaften dieses Körpers näher untersucht. Auch von anderen Forschern liegen detaillierte Untersuchungen über Pilzoxydasen und ihr Auftreten bei verschiedenen Arten vor. Schon in den fünfziger Jahren machte SCHÖNBEIN (1856, S. 496) auf das in dieser Beziehung sehr interessante Verhalten der beiden Pilze *Boletus luridus* und *Agaricus sanguineus* —

wahrscheinlich *Boletus sanguineus* KROMBH. (*B. Satanas* LENZ) —, an frischen Wundflächen eine intensive Blaufärbung anzunehmen, aufmerksam, und er erkannte in dieser Erscheinung[1] eine Parallele zu der diesen Pilzen ebenfalls zukommenden Guajakbläuung. Untersucht sind in oxydasischer Hinsicht ferner z. B. *Boletus edulis* (PASSERINI, 1899, S. 319), *Psalliota campestris* (VINES, 1903, S. 258), *Polyporus squamosus* und *Polyporus adustus* (BULLER, 1906, S. 50), *Lepiota americana* und *Amanita verna* (KASTLE, 1906).

Meine schon seit Jahren auf das Verhalten der Pilzoxydasen eingerichteten Untersuchungen haben ergeben, dass Jodidoxydasen bei den Pilzen ungemein weit verbreitet sind. Es hat sich ferner auch erwiesen, dass die Fähigkeit, Jod aus Jodkalium auszuscheiden, insbesondere bei den Basidiomyceten vorhanden ist, und zwar in erster Linie eine für die Hymenomyceten charakteristische Eigenschaft darstellt. Dagegen kommt sie nur bei einzelnen Gasteromyceten vor, und auf gleiche Weise verhalten sich die von mir geprüften Ascomyceten, Phycomyceten, Myxomyceten und Schizomyceten, welche im allgemeinen oxydasefrei zu sein scheinen. Das nähere Verhalten des untersuchten Materials geht aus folgender Übersicht hervor.

Basidiomycetes.	
Hymenomycetes.	
Amanita Mappa BATSCH.	—
Amanita muscaria (L.) PERS.	+
Amanita pantherina (DC.) FR.	+
Amanita phalloides FR.	—
Amanita rubescens FR.	+
Amanita vaginata (BULL.) LAM.	+
Amanita virosa FR.	—
Lepiota cristata (ALB. et SCHW.) FR.	+
Lepiota excoriata (SCHAEFF.) FR.	+

[1] Beim Stehen an der Luft bläut sich die frische alkoholische Lösung nicht von selbst, wird aber durch Berührung mit rohen Kartoffelschalen gebläut. Durch Erhitzen verliert der Saft dies Vermögen unwiederbringlich (REINKE, 1883, S. 69).

Lepiota procera (Scop.) Fr.	+
Lepiota rhacodes (Vitt.) Fr.	+
Armillaria mellea (Vahl) Fr.	—
Armillaria mucida (Schrad.) Fr.	—
Tricholoma albo-brunneum (Pers.) Fr.	+
Tricholoma album (Schaeff.) Fr.	—
Tricholoma Columbetta Fr.	+
Tricholoma flavo-brunneum Fr.	+
Tricholoma fumosum (Pers.) Bres.	+
Tricholoma gambosum Fr.	+
Tricholoma nudum (Bull.) Fr.	+
Tricholoma personatum Fr.	+
Tricholoma portentosum Fr.	+
Tricholoma rutilans (Schaeff.) Fr.	+
Tricholoma sulphureum (Bull.) Fr.	-
Tricholoma terreum (Schaeff.) Fr.	+
Clitocybe candicans (Pers.) Fr.	+
Clitocybe fragrans (Sow.) Fr.	+
Clitocybe geotropa (Bull.) Fr.	+
Clitocybe gigantea (Sow.) Fr.	—
Clitocybe gilva (Pers.) Fr.	—
Clitocybe infundibuliformis (Schaeff.) Fr.	+
Clitocybe inversa (Scop.) Fr.	—
Clitocybe laccata (Scop.) Fr.	+
Clitocybe nebularis Fr.	+
Clitocybe odora (Bull.) Fr.	+
Collybia dryophila (Bolt.) Fr.	+
Collybia maculata (Alb. et Schw.) Fr.	+
Collybia radicata (Relh.) Fr.	—
Collybia velutipes (Curt.) Fr.	—
Mycena galericulata (Scop.) Fr.	—
Mycena sanguinolenta (Alb. et Schw.) Fr.	—
Pleurotus lignatilis Fr.	—
Pleurotus ostreatus (Jacq.) Fr.	—
Pleurotus ulmarius (Bull.) Fr.	—
Pluteus cervinus (Schaeff.) Fr.	—
Entoloma sericeum (Bull.) Fr.	—
Clitopilus Orcella (Bull.) Fr.	—
Clitopilus prunulus (Scop.) Fr.	—
Pholiota mutabilis (Schaeff.) Fr.	+
Pholiota spectabilis Fr.	+
Pholiota squarrosa (Muell.) Fr.	+

Inocybe sambucina Fr.	—
Hebeloma crustuliniforme (Bull.) Fr.	—
Flammula flavida (Schaeff.) Fr.	+
Flammula sapinea Fr.	+
Flammula spumosa Fr.	+
Crepidotus mollis (Schaeff.) Fr.	—
Crepidotus variabilis (Pers.) Fr.	—
Psalliota arvensis (Schaeff.) Fr.	+
Psalliota campestris (L.) Fr.	+
Psalliota praticola (Vitt.) Fr.	+
Psalliota silvatica (Schaeff.) Fr.	+
Stropharia aeruginosa (Curt.) Fr.	+
Stropharia caput medusae Fr.	—
Stropharia Coronilla Fr.	+
Stropharia squamosa (Pers.) Fr.	+
Hypholoma fasciculare (Huds.) Fr.	+
Hypholoma sublateritium (Schaeff.) Fr.	+
Panaeolus campanulatus (L.) Fr.	—
Panaeolus papilionaceus (Bull.) Fr.	—
Panaeolus separatus (L.) Fr.	—
Psatyrella disseminata (Pers.) Fr.	—
Coprinus atramentarius Fr.	—
Coprinus comatus (Muell.) Fr.	—
Coprinus fimetarius (L.) Fr.	—
Coprinus micaceus (Bull.) Fr.	—
Coprinus picaceus (Bull.) Fr.	—
Coprinus plicatilis (Curt.) Fr.	—
Cortinarius armillatus Fr.	+
Cortinarius bolaris (Pers.) Fr.	+
Cortinarius castaneus (Bull.) Fr.	+
Cortinarius cinnabarinus Fr.	+
Cortinarius cinnamomeus (L.) Fr.	—
Cortinarius elatior Fr.	+
Cortinarius sanguineus (Wulf.) Fr.	+
Cortinarius traganus Fr.	+
Cortinarius violaceus (L.) Fr.	+
Gomphidius glutinosus (Schaeff.) Fr.	—
Paxillus atrotomentosus (Batsch) Fr.	—
Paxillus involutus (Batsch) Fr.	—
Hygrophorus chlorophanus Fr.	+
Hygrophorus conicus (Scop.) Fr.	+
Hygrophorus eburneus (Bull.) Fr.	—

Hygrophorus pratensis (Pers.) Fr.	—
Hygrophorus psittacinus (Schaeff.) Fr.	+
Hygrophorus puniceus Fr.	+
Hygrophorus virgineus (Wulf.) Fr.	+
Lactarius blennius Fr.	+
Lactarius deliciosus (L.) Fr.	+
Lactarius flexuosus Fr.	+
Lactarius helvus Fr.	+
Lactarius mitissimus Fr.	+
Lactarius pallidus (Pers.) Fr.	+
Lactarius piperatus (Scop.) Fr.	+
Lactarius rufus (Scop.) Fr.	+
Lactarius torminosus (Schaeff.) Fr.	+
Lactarius turpis Fr.	+
Lactarius vellereus Fr.	+
Lactarius volemus Fr.	+
Russula aeruginea Fr.	+
Russula decolorans Fr.	+
Russula delica Fr.	+
Russula emetica (Harz.) Fr.	+
Russula fellea Fr.	+
Russula foetens (Pers.) Fr.	+
Russula fragilis (Pers.) Fr.	+
Russula heterophylla Fr.	+
Russula integra (L.) Fr.	+
Russula lepida Fr.	+
Russula lutea (Huds.) Fr.	+
Russula nigricans (Bull.) Fr.	+
Russula ochroleuca (Pers.) Fr.	+
Russula sanguinea (Bull.) Fr.	+
Russula Sardonia Fr.	+
Russula vesca Fr.	+
Russula virescens (Schaeff.) Fr.	+
Russula xerampelina (Schaeff.) Fr.	+
Cantharellus aurantiacus (Wulf.) Fr.	—
Cantharellus cibarius Fr.	—
Cantharellus infundibuliformis (Scop.) Fr.	+
Marasmius alliaceus (Jacq.) Fr.	—
Marasmius androsaceus (L.) Fr.	—
Marasmius epiphyllus Fr.	—
Marasmius oreades (Bolt.) Fr.	+
Marasmius perforans (Hoffm.) Fr.	+

Marasmius Rotula (Scop.) Fr.	+
Marasmius scorodonius Fr.	—
Lentinus lepideus Fr.	+
Lentinus vulpinus Fr.	+
Panus stipticus (Bull.) Fr.	—
Trogia crispa (Pers.) Fr.	+
Lenzites saepiaria (Wulf.) Fr.	+
Fistulina hepatica (Schaeff.) Fr.	+
Boletus badius Fr.	+
Boletus bovinus (L.) Krombh.	—
Boletus calopus Fr.	+
Boletus chrysenteron Bull.	—
Boletus edulis (Bull.) Fr.	+
Boletus elegans (Schum.) Fr.	—
Boletus felleus (Bull.) Fr.	+
Boletus granulatus (L.) Fr.	—
Boletus luridus (Schaeff.) Fr.	+
Boletus luteus (L.) Fr.	+
Boletus pachypus Fr.	+
Boletus piperatus (Bull.) Fr.	—
Boletus rufus (Schaeff.) Fr.	+
Boletus scaber (Bull.) Fr.	+
Boletus strobilaceus (Scop.) Fr.	+
Boletus subtomentosus L.	+
Boletus viscidus (L.) Fr.	—
Polyporus applanatus (Pers.) Fr.	—
Polyporus betulinus (Bull.) Fr.	—
Polyporus caesius (Schrad.) Fr.	+
Polyporus fomentarius (L.) Fr.	—
Polyporus frondosus (Fl. D.) Fr.	+
Polyporus fuliginosus (Scop.) Fr.	+
Polyporus giganteus (Pers.) Fr.	+
Polyporus igniarius (L.) Fr.	+
Polyporus perennis (L.) Fr.	—
Polyporus radiatus (Sow.) Fr.	+
Polyporus squamosus (Huds.) Fr.	+
Polyporus umbellatus (Pers.) Fr.	+
Polyporus velutinus (Pers.) Fr.	+
Polyporus versicolor (L.) Fr.	+
Trametes gibbosa (Pers.) Fr.	—
Daedalea quercina (L.) Pers.	—
Merulius lacrymans (Wulf.) Fr.	—

Merulius tremellosus Schrad.	—
Hydnum coralloides Scop.	—
Hydnum farinaceum Pers.	—
Hydnum rufescens Pers.	—
Irpex obliquus (Schrad.) Fr.	+
Craterellus cornucopioides (L.) Pers.	—
Thelephora laciniata Pers.	—
Sparassis crispa (Wulf.) Fr.	—
Clavaria abietina Pers.	+
Clavaria Botrytes (Pers.) Fr.	+
Clavaria coralloides L.	+
Clavaria cristata (Holmskj.) Pers.	+
Clavaria flava (Schaeff.) Fr.	+
Clavaria fragilis Holmskj.	+
Clavaria inaequalis Muell.	—
Clavaria Ligula Schaeff.	—
Clavaria muscoides L.	+
Clavaria pistillaris L.	+
Exobasidium vaccinii (Fuck.) Wor.	—
Tremellodon gelatinosum (Scop.) Pers.	+
Calocera cornea Fr.	—
Calocera viscosa (Pers.) Fr.	—
Tremella frondosa Fr.	—
Tremella mesenterica (Schaeff.) Retz.	—
Gasteromycetes.	
Phallus caninus Huds.	—
Phallus impudicus L.	—
Cyathus Crucibulum Pers.	+
Bovista gigantea (Pers.) Nees.	—
Bovista nigrescens Pers.	—
Bovista plumbea Pers.	+
Lycoperdon gemmatum Batsch	—
Lycoperdon pyriforme Schaeff.	+
Scleroderma vulgare (Fl. D.) Fr.	—
Ascomycetes.	
Morchella esculenta (L.) Pers.	—
Helvella crispa (Scop.) Fr.	—
Leotia lubrica (Scop.) Pers.	—
Spathularia flavida Pers.	+
Geoglossum hirsutum Pers.	—

Coryne sarcoides (Jacq.) Tul.	—
Bulgaria inquinans (Pers.) Fr.	—
Peziza abietina Pers.	—
Peziza aurantia Muell.	—
Peziza onotica Pers.	—
Peziza repanda Pers.	+
Peziza vesiculosa Bull.	—
Chlorosplenium aeruginosum (Fr.) de Not.	—
Helotium citrinum (Hedw.) Fr.	—
Rhytisma salicinum (Pers.) Fr.	—
Claviceps purpurea (Fr.) Tul.	—
Hypomyces chrysospermus Tul.	
Nectria cinnabarina (Tod.) Fr.	—
Xylaria Hypoxylon (L.) Grev.	—
Diatrype Stigma (Hoffm.) Fr.	—
Penicillium crustaceum Fr.	—
Saccharomyces cerevisiae Hans.	—
Phycomycetes.	
Mucor Mucedo Fr.	—
Myxomycetes.	
Fuligo septica (L.) Gmel.	—
Lycogala epidendron (L.) Fr.	—
Spumaria alba Bull.	—
Schizomycetes.	
Verschiedene Species.	—

Aus dieser Übersicht geht hervor, dass, wenn auch keine allgemeine Regel zu bestehen scheint, doch das Vorkommen von Jodidoxydase vielfach eine bestimmte Gesätzmässigkeit in systematischer Beziehung zeigt, und zwar der Art, dass in gewissen Gattungen fast alle Vertreter, in anderen nur ganz wenige oder keine Arten Jodidoxydase besitzen. Unter den *Hymenomycetes* sind demnach folgende Gattungen reich an Oxydase: *Lepiota, Tricholoma, Clitocybe, Pholiota, Flammula, Psalliota, Stropharia, Hypholoma, Cortinarius, Lactarius, Russula, Lentinus* und *Clavaria.* Als oxydasefrei haben sich dagegen folgende herausgestellt:

Armillaria, Pleurotus, Clitopilus, Crepidotus, Panaeolus, Coprinus, Paxillus, Merulius, Hydnum, Calocera und *Tremella*. Ein buntes Bild mit sowohl oxydaseführenden und oxydasefreien Arten unter einander vermischt bieten z. B. *Amanita, Collybia, Marasmius, Hygrophorus, Cantharellus, Boletus* und *Polyporus* dar. Im allgemeinen oxydasefrei sind unter den höheren Pilzen ferner auch die *Gasteromycetes* (unter 9 untersuchten Arten waren nur 3 — *Cyathus Crucibulum, Bovista plumbea* und *Lycoperdon pyriforme* — oxydaseführend) und die *Ascomycetes* (unter 22 gaben 2 — *Spathularia flavida* und *Peziza repanda* — positive Reaktion). Nur bei *Spathularia flavida* erreicht übrigens hier die oxydasische Fähigkeit eine besondere Kraft.

Es ist vielfach beobachtet, dass unter Umständen Arten, die sich in Versuchen als oxydasereich erwiesen haben, in verschiedenen Teilen ihres Fruchtkörpers, bei verschiedener Altersstufe, sogar auch bei verschiedenen Individuen ein schwankendes oxydasiches Verhalten aufweisen können. Ich habe nämlich in einzelnen Versuchen bei sonst oxydaseführenden Arten negative Reaktion gefunden. Dies war z. B. bei folgenden der Fall: *Clitocybe geotropa, Hygrophorus psittacinus, Boletus luteus, B. subtomentosus, B. felleus* und *Polyporus radiatus*. Andererseits haben auch im allgemeinen oxydasefreie Pilze dann und wann eine positive, wenn auch schwache Reaktion gegeben, wie z. B. *Amanita Mappa, A. phalloides, Clitocybe inversa, Collybia velutipes, Pleurotus ulmarius, Cantharellus cibarius, Marasmius alliaceus, Polyporus betulinus, Bovista nigrescens* und *Coryne sarcoides*.

Das erwähnte Verhalten steht keineswegs ohne Parallelen da. Betreffs höherer Pflanzen hat schon Bunzel auf individuelle Schwankungen des Oxydasegehalts hingewiesen, sowie auch auf die Tatsache, dass die Oxydasewirkungen der einzelnen Organe oft sehr verschieden sind, und meine Untersuchungen haben besonders bei einer Anzahl von Rhodophyceen ein gleiches Verhalten festgestellt. Offenbar schwankt bei manchen Pilzen in noch höherem Grade der

Gehalt an Oxydase, und wenn dieser überhaupt nur gering ist, so können sich die betreffenden Pilze bei Versuchen bald als oxydasefrei, bald als oxydaseführend erweisen. In Betracht kommt hierbei auch der Umstand, dass das Jodidoxydasereagenz nicht immer genau die gleiche Empfindlichkeit besitzt. Bei mehrmaligem Verwenden und Regenerieren durch Erhitzung wird die Jodkaliumstärkegelatine stets gegenüber den Jodidoxydasen empfindlicher. Wird das Substrat, wie es oft vorkommt, durch das Pilzmaterial verflüssigt, so tritt am meisten infolge der Zersetzung des gebildeten Jodwasserstoffs bald eine schwache Bläuung ein, was ja zu Irrtümern leicht führen kann.

Die erwähnten Unterschiede hinsichtlich des oxydasischen Verhaltens mancher Pilzindividuen stehen ferner auch in anderer Beziehung keineswegs vereinzelt da. So ist z. B. die stoffliche Zusammensetzung der Aschensubstanz bei den Pilzen sehr veränderlich und hängt in hohem Grade von der des Bodens, bezw. des Wirtes ab (GRAMBERG, II, S. 61). Noch auffallender liegen die Verhältnisse hinsichtlich des Auftretens der Giftstoffe, Substanzen, die in manchen Fällen sogar eine gewisse Ähnlichkeit mit löslichen Enzymen aufweisen (DUPETIT)[1]. Der Giftgehalt eines Pilzes ist bekanntlich nicht in allen Gegenden und bei sämtlichen Individuen der gleiche. Bei *Amanita muscaria* kann die Menge des Muscarins nach den Lebensbedingungen und nach dem Klima ausserordentlich verschieden sein (GRAMBERG, II, S. 62), und dasselbe gilt auch von den bei *Amanita Mappa, A. phalloides* und *A. verna* vorhandenen Giftstoffen. Betreffs der wegen ihrer starken Giftigkeit sehr gefürchteten *Amanita Mappa* ist vielfach beobachtet, dass dieser Pilz manche Jahre gar kein Gift enthält (KOBERT und LUDWIG). Nach JEANMAIRE soll *Amanita junquillea* im Monat April und Maj ein Giftpilz,

[1] Die im folgenden mitgeteilten Angaben habe ich z. T. nach den Arbeiten von ZELLNER, GRAMBERG, MÖRNER und ULBRICH zusammengestellt. Diesbezügliche Literaturhinweise daselbst angeführt.

aber bei länger hervorgeschrittener Jahreszeit ein vorzüglicher Speisepilz sein. Eine grosse Variationsbreite kommt ferner auch bei *Amanita pantherina* und *Gyromitra esculenta* (Hockauf) vor. In gewissen Gegenden ist jener Pilz — abgesehen von der Oberhaut des Fruchtkörpers — praktisch ungiftig, und bekanntlich ist *Gyromitra esculenta* besonders bei reichlichem Regen, bei hoher Lufttemperatur und bei kräftigem Wachsen giftiger als gewöhnlich (Kobert).

Die ungemein grosse Plastizität der Pilze findet auch ihren Ausdruck in dem wechselnden Auftreten der Farbstoffe, das der Artbestimmung oft grosse Schwierigkeiten bereitet. Bei *Amanita Mappa* ist die Farbe sehr veränderlich, und bei mehreren *Russula*-Arten besitzt diese Eigenschaft in der Tat eine wahre Chamäleon-Natur. Dafür, dass die gleiche Pilzart unter verschiedenen Standortsbedingungen sehr verschiedene Farben zeigt, ist weiterhin *Clitocybe laccata*, die bläuliche, fleischrötliche, ganz helle und mitunter fast weisse Formen aufweisen kann, ein bekanntes Beispiel. Auch bei *Amanita muscaria* lassen sich durch verschiedene Färbung charakterisierte Formen unterscheiden.

Diese Beispiele aus der Biochemie der Pilzen, denen noch andere anzureihen wären, stellen auffallende Parallelen zu dem in manchen Fällen wechselnden Auftreten der Oxydase dar und mögen genügen, um die überaus grosse stoffliche Variabilität und die bedeutende physiologische Plastizität der Pilze zu erläutern. Es kann demnach kein Wunder nehmen, dass unter Umständen der Gehalt an Oxydase beträchtliche Unterschiede aufweisen kann und dass die Oxydaseproben bei einer und derselben Art manchmals zu verschiedenen Ergebnissen führen können.

Was die Lokalisation der Jodidoxydase betrifft, so sei erwähnt, dass dieses Enzym bisweilen im Pilzkörper ungleich verteilt ist. Es kommt nämlich vor, dass Oxydase nur im Stiel, in anderen Fällen vorwiegend im Hymenium vorhanden ist. Eine auffallende Erscheinung ist daneben, dass die Lokalisation des oxydierenden Prinzips bei einigen

Pilzen zu den peripherischen Zellenschichten des Fruchtkörpers eingeschränkt ist. Als ein Analogon sei auf die Tatsache hingewiesen, dass in manchen Fällen, wie z. B. bei *Amanita muscaria, A. rubescens* und *A. pantherina*, der Gehalt an Giftstoffen in der Oberhaut des Pilzes lokalisiert oder hier überhaupt am grössten ist.

Bei der Jodkaliumstärkeprobe treten in einigen Fällen andere als durch die Jodstärke bedingte Färbungen auf. Dies ist bei *Fistulina hepatica, Paxillus involutus, P. atrotomentosus, Morchella esculenta* und *Trogia crispa* der Fall. Das Gelatinesubstrat nimmt dann eine tief braune *(Fistulina, Paxillus)*, eine orangegelbe *(Morchella)* oder eine gelbrote, ins Grüne fluoreszierende Farbe *(Trogia)* an [1]. Die Färbungen kommen offenbar durch Oxydation einiger ins Medium heraustretenden Chromogene des Pilzkörpers zustande.

Noch auffallender ist bei dieser Probe, dass viele Pilze das starre Gelatinesubstrat energisch verflüssigen. Dies tritt besonders bei den Basidiomyceten hervor, aber kommt ebenfalls auch bei einigen Ascomyceten zum Vorschein. Verflüssigung der Gelatine habe ich z. B. beim Prüfen folgender Pilze beobachtet: *Armillaria mellea, A. mucida, Boletus luridus, Clitocybe gilva, Cl. infundibuliformis, Cl. inversa, Cl. nebularis, Clitopilus prunulus, Collybia radicata, Coprinus atramentarius, C. comatus, C. fimetarius, C. micaceus,*

[1] Durch den Presssaft von *Trogia crispa* erleidet das Gelatinegel eine bemerkenswerte Veränderung, welche gewissermassen an die durch Formaldehyd bewirkte erinnert (Gertz, 1910, S. 130, Note 2; 1920, S. 309, Note 2). Die Gelatine wird nämlich denaturiert und erhärtet und lässt sich beim Erwärmen nicht wieder verflüssigen. Sie behält auch dabei den gespeicherten, ins Rote und in gelbliches Grün fluoreszierenden *Trogia*-Farbstoff. Nach Weiss ist das Vorhandensein von Fluorescenzerscheinungen bei Pilzfarbstoffen keine Seltenheit. Vielleicht wird die erwähnte Veränderung der Gelatine durch Chinon verursacht. Einen solchen Fall beschreibt Beijerinck (1900) bei Gelatinekulturen von *Streptothrix chromogena.* Die Gelatine dieser *Streptothrix*-Kulturen wurde infolge der Bildung von Chinon in heissem Wasser unlöslich.

C. picaceus, Cortinarius elatior, C. violaceus, Crepidotus mollis, Cr. variabilis, Hebeloma crustuliniforme, Hygrophorus eburneus, H. pratensis, H. virgineus, Lactarius deliciosus, L. flexuosus, L. torminosus, Lepiota excoriata, L. rhacodes, Marasmius oreades, M. scorodonius, Pleurotus lignatilis, Pl. ostreatus, Pholiota mutabilis, Paxillus involutus, Psatyrella disseminata, Ps. substrata, Psalliota campestris, Stropharia aeruginosa, Str. caput medusae, Tricholoma album, Tr. anserinum, Tr. portentosum, Tr. sulphureum, Polyporus applanatus, P. betulinus, P. caesius, P. frondosus, P. squamosus, P. umbellatus, P. umbilicatus, Merulius tremellosus, Clavaria inaequalis, Boletus rufus, Bovista plumbea, Lycoperdon gemmatum, L. pyriforme, Geoglossum hirsutum, Helvella crispa, Xylaria Hypoxylon.

Auch bei einigen höheren Pflanzen tritt, wie ich bei den Jodkaliumstärkeversuchen beobachtet habe, Verflüssigung der Gelatine ein. Als Beispiele seien folgende Phanerogamen angeführt: *Asclepias curassavica, A. syriaca, Carica Papaya, Ficus Carica, Prunus spinosa* (unreife Früchte), *Scirpus lacustris* (Rhizome) und *Taxus baccata* (Samen)[1].

Die Ursache der beschriebenen Erscheinung kann einerseit in der Fähigkeit gewisser Salze[2] liegen, Gelatinegel zu verflüssigen, andererseits auch darin, dass proteolytische Enzyme bekanntlich Wirkungen dieser Art verursachen können. Welcher Ursache die Gelatineverflüssigung in den vorliegenden Fällen verdankt, habe ich noch nicht in Details untersucht. Ich beschränke mich darauf hervor-

[1] Betreffs der Literaturangaben über proteolytische Enzyme bei den Pflanzen verweise ich auf die Bibliographie der überaus detaillierten Monographie von BUSCALIONI und FERMI (1898) hin.

[2] Bringt man auf den Gelatinegallert einen Kristall von Ammonsulfat oder Jodkalium, so erfolgt binnen kurzem eine Verflüssigung des Gallerts. Zerstreute diesbezügliche Angaben finden sich in manchen Praktica vor, wie z. B. in der Arbeit von BERNEO ROMEIS (S. 258), wo auf die Benutzung von Jodkalium, um die Gelatine der Injektionsmasse in flüssigem Zustande zu halten, aufmerksam gemacht wird.

zuheben, dass in einigen näher studierten Fällen die betreffende Fähigkeit des Pilzmaterials beim Sieden verloren geht, was ja auf Wirkungen proteolytischer Enzyme hindeutet. Dies habe ich z. B. bei *Boletus luridus, Bovista plumbea, Coprinus comatus* und *Polyporus squamosus* beobachtet. In einigen Versuchen wurden ferner auch aus dem Pressaft die bei der Verflüssigung wirksamen Substanzen durch Alkohol oder durch Aussalzung mit Ammonsulfat ausgefällt, die Niederschläge abfiltriert und getrocknet. Bei der Auflösung dieser Niederschläge in einer geringen Menge destillierten Wassers übten auch diese Präparate bei der Prüfung sehr energische Verflüssigung der Gelatine aus. Auch in diesem Falle wurde beim Sieden der Flüssigkeit die betreffende Fähigkeit aufgehoben. Man könnte ja hinsichtlich dieser Versuche an eine proteolytische Wirkung der am Pilzmaterial auftretenden Bakterien denken. Dies trifft indessen in den näher studierten Fällen keineswegs zu, weil dabei stets als Antisepticum Xylol verwendet wurde.

In der Tat sind schon vorher bei höheren Pilzen mehrfach Enzyme gefunden, welche Eiweiss oder Gelatine in lösliche Form bringen oder gelöstes Eiweiss abbauen. So enthält nach SACHS (1887, S. 381) *Coprinus stercorarius* reichlich ein peptonisierendes Ferment, und von BOURQUELOT und HÉRISSEY, wie auch von BUSCALIONI und FERMI wurden bei manchen anderen Pilzen, die in dieser Beziehung genauer untersucht wurden, proteolytische Wirkungen festgestellt. In der jüngsten Zeit hat CAPPELLETTI bei dem überaus interessanten autolytischen Abbau des Fruchtkörpers von *Coprinus* auf die Existenz eines energisch wirkenden proteolytischen Enzyms aufmerksam gemacht.

Bei einer grossen Anzahl von hauptsächlich zu den Hymenomyceten gehörenden Pilzen habe ich auch die Wirkungssphäre der Guajakreaktion näher untersucht. Dabei stellte sich die bemerkenswerte Tatsache heraus, dass die Guajakprobe bei manchen Pilzarten negativ ausfällt, die sich bei der Jodkaliumstärkeprobe als oxydasereich erwiesen.

In anderen Fällen führte inzwischen auch die Guajakprobe zu positivem Erfolg, und ein genaues Zusammengehen der beiden Reaktionen war dabei ohne weiteres festzustellen. Aus diesen Ergebnissen geht demnach hervor, dass bei den Pilzen zweifellos Oxydasen verschiedener Art vorkommen. Die biochemischen Untersuchungen von Robinson (1924) sprechen übrigens ebenfalls für die Annahme, dass zwischen den Pilzen und den anderen Pflanzen in oxydasischer Hinsicht fundamentale Unterschiede bestehen.

Bei der Benzidinprobe, die auch in einigen Fällen zur Verwendung kam, machen sich mehrfach Farbenanomalien geltend. So nimmt das Benzidinpapier bei Berührung mit dem Saft von *Paxillus involutus* eine intensiv purpurrote, mit dem von *Lepiota rhacodes* eine violette bis bläulich violette und von *Lentinus vulpinus* eine violette Farbe an. Hinsichtlich der Wirkungssphäre der Benzidinreaktion sei bemerkt, dass sich auch dabei irgendwelche Abweichungen von den Ergebnissen der Jodkaliumstärkeprobe geltend machen. Doch sind diese in Details nicht eingehender untersucht.

Ausscheidungen oxydaseartiger Stoffe, die ihre Wirkung extrazellular entfalten, kommen bei einigen niederen Pilzen vor. So haben Altenburg, Raciborski und Gautier nachgewiesen, dass das Myzel von *Aspergillus niger* beim Züchten an Jodkalium (0,1 %) enthaltenden Nährlösungen Jod entbindet und dass infolgedessen bei der Jodkaliumstärkeprobe das die wuchernden Hyphen umgebende Substrat tiefblau gefärbt erscheint [1]. Ein anderer, von Raciborski näher untersuchter Schimmelpilz, *Alternaria tenuis*, scheidet zwar keine Jodidoxydase ins Medium aus, wohl aber eine Oxydase, die Guajaktinktur bläut. Nach Laborde (1898) kommt auch bei *Botrytis cinerea* eine Ausscheidung von

[1] Dies findet nur in ganz jungen Kulturen und ausschliesslich bei Darbietung von Glykose oder Saccharose statt. In älteren Stadien reduziert der Pilz das ausgeschiedene Jod wieder.

guajakbläuender Oxydase vor. Eine Jodabscheidung aus Jodkalium führendem Substrat bewirken nach Kossowicz und Loew (1913) *Penicillium glaucum, Aspergillus niger* und — nach längerem Versuchsdauer — auch *Cladosporium herbarum. Saccharomyces cerevisiae* scheidet in jodkaliumhaltigen mineralischen Zuckerlösungen kein Jod ab.

Bei meinen eigenen Untersuchungen habe ich — von dem schon erwähnten *Aspergillus niger* abgesehen — keinen Fall beobachtet, bei welchem extrazellulare Bildung von Jodidoxydasen stattgefunden hat. Ebensowenig waren im Presssaft zerquetschter Myzelien von *Penicillium glaucum, Botrytis cinerea* oder *Mucor*-Arten Jodidoxydasen nachzuweisen. Dasselbe gilt von dem schimmelähnlichen Myzel des auf *Boletus edulis, Lepiota rhacodes* und auf anderen grösseren Hutpilzen schmarotzenden, die Wirtpflanze dabei verunstaltenden *Hypomyces chrysospermus*[1], welcher sich stets als frei von Jodidoxydase erwies. Doch liegen andererseits Beobachtungen vor, welche zeigen, dass wenigstens unter Umständen oxydasische Stoffe bei einigen von diesen Pilzen tatsächlich produziert werden. Pringsheim untersuchte (1909) mit Pyrogallol verschiedene Pilzpresssäfte, und positive Reaktion erfolgte dabei bei *Hypomyces rosellus, Mucor japonicus, Monilia sitophila, Fusarium vasinfectum* und *F. muschatum;* daneben trat eine schwache Reaktion bei *Rhizopus tonkinensis, Mucor Mucedo, M. racemosus* und *Penicillium africanum* ein.

Eine an die oben besprochene extrazellulare Ausscheidung oxydasicher Stoffe erinnernde Erscheinung kommt auch bei den sezernierenden Wurzelhaaren höherer Pflanzen vor. Taucht man Keimlinge mit ihren Wurzeln in verhält-

[1] Die dem Parasitismus von *Hypomyces chrysospermus* heimgefallenen *Lepiota*-Individuen zeigten sich beim Prüfen oxydasisch wirkungslos. Möglich ist, dass der Presssaft von *Hypomyces* bei meinem Versuch mit dem des *Lepiota*-Substrats verunreinigt war und dass die Ergebnisse hinsichtlich des *Hypomyces* aus diesem Grunde unsicher sind.

nismässig nur wenig Wasser, einige Zeit darin lässt und dann mit Guajak versetzt, so erfolgt in kurzer Zeít Bläuung des Guajakharzes. Diese merkwürdige Eigenschaft der Wurzel, dem Wasser die Fähigkeit zu erteilen, Guajak zu bläuen, beobachtete MOLISCH (1887, S. 5) bei *Phaseolus vulgaris, Zea Mays, Pisum sativum, Cucurbita Pepo, Brassica Rapa, Lepidium sativum, Helianthus annuus, Scorzonera hispanica, Hordeum vulgare, Hartwegia comosa, Philodendron pertusum* und *Neottia nidus avis.* Durch Kochen wird das Bläuungsvermögen des Wurzelsekrets zerstört, desgleichen durch desoxydierende Mittel.

Die Wurzeln besitzen nach RACIBORSKI (1905, S. 340) nicht die Fähigkeit, Jodwasserstoff oder Jodkalium unter Abscheidung von freiem Jod zu oxydieren. Im Gegenteil tritt, wie RACIBORSKI ebenfalls nachweisen konnte, bei Berührung der Wurzeln mit einem blau gefärbten Jodstärkepapier Entfärbung an der Kontaktstelle durch Reduktion ein.

Das oxydasische Verhalten der *Myxomycetes* wurde an Plasmodien von *Fuligo septica, Lycogala epidendron* und *Spumaria alba* untersucht. Der in Wasser zerquetschte Plasmodienbrei zeigte beim Presssaft keine Reaktion auf Jodidoxydase. Bei der Untersuchung mit Guajaktinktur beobachtete ich nur in einem Falle bei *Fuligo septica* schwache Bläuung. Nach BERTRAND gibt *Reticularia maxima* keine Oxydasereaktion mit Guajakharzlösung. Dagegen soll SCHROEDER beobachtet haben, dass bei *Aethalium septicum* eine solche Reaktion eintritt. Verflüssigung der Gelatine habe ich bei der Jodstärkeprobe mit *Fuligo septica* beobachtet, was die Ergebnisse von REINKE, KRUKENBERG, CELAKOWSKY und BUSCALIONI bestätigt, nach welchen in *Aethalium septicum* und noch einigen anderen Myxomyceten ein proteolytisches Ferment vorkommt.

Was ferner die Bakterien *(Schizomycetes)* betrifft, so ist aus der medizinischen Literatur bekannt, dass einige pathogene Bakterien bei Züchtung an Nähragargallert mit 1 %

Jodkalium und löslicher Stärke Jodausscheidung hervorrufen. In KOBERT's Lehrbuch der Intoxikationen (1904, II, S. 186) lesen wir, dass nach ALTENBURG diese Fähigkeit bei *Vibrio luminescens, Spirillum cholerae asiaticae* und *Bacillus pyocyaneus* vorhanden ist. Nach BEIJERINCK (1900) soll sich auch *Streptothrix chromogena* in dieser Weise verhalten; die Freimachung des Jods wird aber hier durch erzeugtes Chinon verursacht. Bei meinen Untersuchungen habe ich gefunden, dass in Gartenerde vorhandene nicht näher bestimmte Bakterien eine Blaufärbung der Jodkaliumstärkegelatine hervorrufen. Möglicherweise ist doch in diesem Falle die Reaktion auf die Bildung von Nitriten zurückzuführen. Nach SCHULTZE, welcher Forscher sich bei seinen Untersuchungen von sogenanntem Oxydaseagar — einer Mischung von Dimethylparaphenylendiaminchlorhydrat mit einer alkalischen Lösung von α-Naphthol, dem Agarboden zugefügt — bediente, um die Oxydasegegenwart zu erkennen, geben folgende deutliche Oxydasereaktion: *Bacillus pyocyaneus, B. fluorescens, B. capsulatus, B. anthracis, B. subtilis* und *Vibrio cholerae asiaticae.* Dagegen blieb bei *Staphylococcus pyogenes aureus, Bacillus dysenteriae* und *B. pneumoniae* die Reaktion aus. Bei Sporenaufschwemmungen verschiedener nicht näher bestimmter aërober Bakterien konnte RUEHLE (1923) oxydasische Stoffe nicht nachweisen.

Nach einer Angabe von MOLISCH (1887, S. 6, Note) verhalten sich bakteriöse Flüssigkeiten gegen Guajak verschieden. Bakterien, wie man sie erhält, wenn man Brot oder Samen von Leguminosen im Wasser faulen lässt, bläuen Guajak nicht, dagegen bläut Wasser, in welchem Stengel oder Blätter faulen, Guajak deutlich.

An dieser Stelle möchte ich einen Bericht meiner mit Oxydasereagentien angestellten Untersuchungen über See- und Moorerze anknüpfen. Bei meinem Aufenthalt an der limnologischen Station Aneboda (August 1926) hatte ich Gelegenheit, verschiedene Arten dieser Erze eingehend zu

prüfen. Es zeigte sich dabei, dass sowohl die See- wie auch die Moorerze beim Zermalmen ein Material liefern, das nicht nur bei der Jodkaliumstärke, sondern auch bei der Guajakharzlösung sehr energische Oxydationen hervorrufen. Auch trockenes, mehrere Jahre lang aufbewahrtes Material zeigte keine Abschwächung dieser seinen Reaktionsfähigkeit[1]. Die Ergebnisse blieben auch beim Prüfen manganhaltiger Erze die gleichen, so auch bei der Untersuchung Eisenoxydhydrat führenden Bakterienschlamms. Dagegen trat keine Reaktion ein, weder mit dem eisenhaltigen Bachwasser des betreffenden Gebietes (Aneboda) noch mit dem ebenfalls eisenführenden Wasser der See Stråken. Eine nähere mikroskopische Prüfung des Eisenbakterienschlamms mit SCHULTZE's Reagenz (dem Gemisch von Tetramethylparaphenylendiaminchlorhydratlösung und alkalischer α-Naphthollösung) ergab, dass gar keine Färbung der im Schlamm massenhaft vorhandenen Eisenbakterien — vorwiegend *Chlamydothrix ochracea* — zustande kam; eine sehr energische Reaktion war dagegen bei den in Zersetzung befindlichen Protoplasmatrümmern abgestorbener Algen — hauptsächlich *Spirogyra*-Arten — zu sehen.

Meine Untersuchung hat demnach ergeben, dass Eisenverbindungen bei den Oxydaseproben überaus kräftige Reaktionen hervorrufen. Durch Prüfung von anorganischen

---

[1] Beim Glühen geht, wie ich gefunden habe, die Aktivität der See- und Moorerze vollständig verloren. Dies deutet darauf hin, dass ihre Wirkungen durch lösliches Eisenoxydhydrat, bezw. durch die daraus entstehenden Ionen bedingt sind. Übrigens kommen, wie schon PORODKO (1904, S. 5) nachweisen konnte, bemerkenswerte Eigentümlichkeiten den Eisenverbindungen zu. Ein kurz andauerndes Kochen einer Eisenchloridlösung (1 : 200 – 1 : 1000) schwächt nach PORODKO die guajakblaufärbende Fähigkeit oder verhindert dieselbe gänzlich, je nach dem Zeitdauer des Kochens oder dem Konzentrationsgrade der Lösung. Eisenchloridlösungen, welche infolge des Kochens die Fähigkeit des Blaufärbens der Guajaktinktur verloren hatten, erhalten dieselbe im Verlauf von 20—25 Stunden beim Stehenlassen an der Luft aufs neue wieder, wenn auch in schwächerem Grade.

Eisenpräparaten (Eisenchlorid, Eisenhydroxyd u. a.) wurde ferner bestätigt, dass es sich hier durchaus nicht um organogene Einflüsse handelt. Die ebenfalls positiven Reaktionen abgestorbener plasmatischer Inhaltskörper sind demnach, in Anbetracht postmortaler Imprägnationen mit Eisenverbindungen, leicht erklärlich. Aus demselben Grunde wäre auch positive Reaktion bei anderen besonders eisenspeichernden Organismen bezw. Pflanzenteilen zu erwarten. In der Tat hat sich dies auch betreffs *Isoëtes lacustris*, *Riccardia pinguis*, *Batrachospermum vagum*, *Paracapsa*[1] und *Polyblastia Haenscheliana* bestätigen lassen.

Meines Wissens liegt in der Literatur nur eine einzige, auf das beschriebene Verhalten der Eisenerze sich beziehende Angabe vor. Molisch machte zufällig die Beobachtung (1921, S. 259), dass wenn man auf Pflanzenteile, die stellenweise mit einer Lage von Eisenbakterien — *Siderocapsa Treubii* — bedeckt sind, einen Tropfen angesäuerten Jodkaliumstärkekleisters fallen lässt, so färben sie sich fast augenblicklich an der Luft tiefblau. Als ausgezeichnete Objekte in dieser Richtung führt Molisch Blätter von *Nymphaea alba*, Wurzeln von *Lemna minor*, Sprosse von *Myriophyllum proserpinacoides* und *M. verticillatum* an. Ebenso wie diese verhalten sich auch Aufschwemmungen von Eisenbakterien, z. B. *Leptothrix ochracea*. Angesäuerter Jodkaliumstärkekleister, setzt Molisch fort, kann demnach mit Vorteil zum Eisennachweis herangezogen werden.

Flechten.

Gleich wie die Moose sind die Flechten bisher gar nicht hinsichtlich ihres oxydasischen Verhaltens untersucht worden. Unter 36 von mir in dieser Beziehung geprüften

[1] Betreffs des ökologischen Verhaltens dieser Organismen verweise ich auf die Untersuchungen von Naumann (1921, S. 27).

Flechtenarten [1] zeigten nicht weniger als 21 Oxydasereaktion, wenn auch in den meisten Fällen nur eine geringfügige. Kräftige Jodentbindung trat bei Benutzung von *Peltigera aphthosa, P. canina, P. spuria, Ramalina fastigiata* und einigen *Cladonia*-Arten ein. Die betreffenden 21 Arten habe ich ferner mit Guajaktinktur nachgeprüft und dabei ermittelt, dass sie sich auch dann ganz ähnlich wie bei der Jodkaliumstärkeprobe verhielten. Unter den im allgemeinen als oxydasefrei gefundenen Arten habe ich doch auch bei einzelnen Versuchen mit *Parmelia physodes* und *Umbilicaria pustulata* positive Reaktion beobachtet. Hinsichtlich der *Polyblastia Haenscheliana*, die eine sehr kräftige Oxydasereaktion ergibt, sei aber bemerkt, dass diese Pflanze durch eine ausgiebige Eisenausscheidung charakterisiert ist. Es bleibt demnach unentschieden, inwiefern die positive Reaktion in diesem Falle durch die *Polyblastia* an sich oder nur dank ihrer Eiseninkrustation bedingt wird.

Die untersuchten Flechten zeigten folgendes Verhalten: [2]

Usnea barbata (L.) FR.	—
Cornicularia aculeata (SCHREB.) ACH.	—
Ramalina farinacea (L.) ACH.	—
Ramalina fastigiata (SCOP.) TREV.	+
Evernia prunastri (L.) ACH.	+
Alectoria jubata (L.) ACH.	+
Cetraria chlorophylla (HUMB.) SCHAER.	—
Cetraria glauca (L.) ACH.	+
Cetraria islandica (L.) ACH.	+
Peltigera aphthosa (L.) FR.	+
Peltigera canina (L.) FR.	+
Peltigera spuria (ACH.) DC.	+

[1] Das Flechtenmaterial stammt aus Kristineberg (Bohuslän), Aneboda (Småland) und aus dem Hochmoor Komosse (Västergötland) her. Die Artbestimmung verdanke ich z. T. den Herren Professor T. HEDLUND (Alnarp) und Direktor H. OSWALD (Jönköping).

[2] Beim Versuch mit *Parmelia saxatilis* wird die Jodkaliumstärkegelatine durch einen roten, ins Medium sich verbreitenden Farbstoff verfärbt.

Sticta pulmonaria (ACH.) SCHAER.	+
Parmelia isidiotila NYL.	—
Parmelia physodes (L.) ACH.	—
Parmelia saxatilis (L.) FR.	—
Physcia ciliaris (L.) DC.	+
Xanthoria parietina (L.) TH. FR.	—
Icmadophila aeruginosa (SCOP.) TREV.	+
Ochrolechia tartarea (L.) MASS.	+
Pertusaria globulifera (TURN.) NYL.	—
Cladonia alpestris (L.) SCHAER.	+
Cladonia Delessertii (NYL.) WAINIO.	+
Cladonia fimbriata (L.) FR.	+
Cladonia furcata (HUDS.) FR.	+
Cladonia pyxidata (L.) FR.	—
Cladonia rangiferina (L.) HOFFM.	+
Cladonia silvatica (L.) HOFFM.	+
Cladonia squarrosa (SCOP.) HOFFM.	+
Cladonia uncialis (L.) FR.	+
Cladonia verticillata (HOFFM.) FLK.	—
Umbilicaria pustulata (L.) HOFFM.	—
Gyrophora polyphylla (L.) FLOT.	—
Rhizocarpon geographicum (L.) DC.	—
Sphaerophorus coralloides PERS.	—
Polyblastia Haenscheliana (KOERB.) LÖNNR.	+

* * *

Es hat sich demnach erwiesen, dass bei fast sämtlichen Abteilungen des Pflanzenreichs Jodidoxydasen nachzuweisen sind, dass sie aber betreffs ihrer Verteilung unter verwandten Formen bisweilen ein buntes Bild aufweisen können. Im allgemeinen stimmen sie hinsichtlich ihres Auftretens mit den durch Guajaktinktur und Benzidin, bezw. Tetramethylparaphenylendiamin nachzuweisenden Oxydasen nahe überein. Bestimmte Unterschiede zeigen in dieser Hinsicht nur die Oxydasen höherer Pilze, bei welchen sich ein Zusammengehen der Oxydasereaktionen nicht erkennen lässt. Als eine allgemeine Regel hat sich herausgestellt, dass in Fällen positiver Guajakreaktion die Jodkaliumstärkeprobe

gleichfalls positiv ausfällt. Die Untersuchungen haben ferner auch ergeben, dass Pilze, die sich gegenüber Guajaktinktur negativ verhalten, trotzdem in wiederholten Fällen eine energische Jodidoxydasereaktion aufweisen können.

Wenn wir zum Schluss die in dieser Abhandlung mitgeteilten Angaben über die Verbreitung der Jodidoxydasen überblicken, so entsteht die Frage: Hat das Verhalten der Pflanzenarten in oxydasischer Hinsicht irgendwelche Bedeutung für die Erkenntnis der Verwandtschaftsverhältnisse, für die Systematik? Wenn wir auch zugeben müssen, dass in manchen Fällen auffallende Ausnahmen vorkommen und dass die Verteilung der betreffenden Stoffe bisweilen ein buntes Bild aufweist, so können wir doch diese Frage gewissermassen bejahen. Hat ja doch die Untersuchung ergeben, dass in manchen Fällen alle Vertreter einer Familie oder Gruppe oxydaseführend sind, dementsprechend ferner auch, dass sämtliche Repräsentanten anderer Familien, bezw. Gruppen diese Stoffe völlig entbehren. Ein beinahe konstantes Auftreten von Jodidoxydasen unter den Sympetalen ist ohne weiteres zu erkennen, ebenfalls auch der ausgeprägte Reichtum an solchen Stoffen bei den Lebermoosen, den Rhodophyceen und den Hymenomyceten. Oxydasefrei bezw. oxydasearm sind dagegen die Gymnospermen, die Laubmoose, die Phäophyceen und Chlorophyceen, sowie auch unter den Pilzen im allgemeinen die Gasteromyceten, Discomyceten und Pyrenomyceten. Diese Ausführungen mögen genügen, um zu zeigen, dass die Untersuchungen über das Vorkommen bezw. das Fehlen der Oxydasen auch für die Systematik nicht ganz belanglos sind.

Literatur.

K. Aso. Wich compound in certain plant-juices can liberate iodine from potassium iodid? (Beihefte zum Botanischen Centralblatt. Bd 15. 1903. p. 208).

—. On the Nature of Oxidases. (Beihefte zum Botanischen Centralblatt. Bd. 18. Abteilung 1. 1905. p. 319).

W. R. G. Atkins. Oxydases and their Inhibitors in plant tissues. Part III: The Localization of Oxydases and Catalase in some marine Algae. (The Scientific Proceedings of the Royal Dublin Society. Vol. XIV. (N. S.), No. 11. 1914. p. 199).

O. H. K. Begemann. Beiträge zur Kenntnis pflanzlicher Oxydationsfermente. Inaugural-Dissertation. Bern 1915.

M. W. Beijerinck. Sur la production de quinone par le Streptothrix chromogena et la biologie de ce microb. (Archives Néerlandaises des Sciences exactes et naturelles. Série II. Tome II. 1900. p. 327).

G. Bertrand. Sur la recherche et la présence de la laccase dans les végétaux. (Comptes Rendus de l'Académie des sciences. Tome 121. 1895. p. 166).

E. Bourquelot. Sur la présence de ferments oxydants dans quelques substances médicamenteuses. (Comptes Rendus de la Société de biologie. Tome 49. 1897. p. 25).

E. Bourquelot & G. Bertrand. La laccase dans les Champignons. (Comptes Rendus de l'Académie des sciences. Tome 121. 1895. p. 783).

A. H. R. Buller. The Enzymes of Polyporus squamosus, Huds. (Annals of Botany. Vol. 20. 106. p. 49).

H. H. Bunzel. The measurement of the oxidase content of plant juices. (U. S. Department of Agriculture. Bulletin No. 238. Washington 1912).

L. Buscalioni & C. Fermi. Contributo allo studio degli enzimi proteolitici e peptonizzanti dei vegetali. (Annuario del R. Istituto Botanico di Roma. Anno VII. 1898. p. 99).

C. Cappelletti. L'autolisi dell' imenio nel genere Coprinus [Persoon]. (Nuovo giornale botanico Italiano. Vol. XXX. 1923. p. 73).

C. E. Carlson. Die Guajakblutprobe und die Ursachen der Blaufärbung der Guajaktinktur. (Zeitschrift für physiologische Chemie. Bd 48. 1906. p. 69).

—. Zur Kenntnis des Mechanismus der Guajakreaktion nebst Bemerkungen zu den sich daraus ergebenden Schlussfolgerungen. (Zeitschrift für physiologische Chemie. Bd 55. 1908. p. 260).

R. Chodat & A. Bach. Ueber Peroxydbildung in der lebenden Zelle. (Berichte der deutschen chemischen Gesellschaft. 35. Jahrgang. Bd II. 1902. p. 2466).

—, —. Recherches sur rôle des peroxydes des végétaux. (Bulletin de l'Herbier Boissier. 2me série. II. Genève 1902. p. 563).

—, —. Oxydationsfermente als peroxyderzeugende Körper. (Berichte der deutschen chemischen Gesellschaft. 35. Jahrgang. Bd IV. 1902. p. 3943).

R. Chodat & A. Bach. Ueber Peroxydase. (Berichte der deutschen chemischen Gesellschaft. 36. Jahrgang. Bd I. 1903. p. 600).

E. D. Clark. The Plant Oxidases. Dissertation, Columbia University. New York 1910.

—. The nature and function of the plant oxidases. (Torreya. XI. 1911. pp. 23—31, 55—61, 84—92, 101—110).

Fr. Czapek. Biochemie der Pflanzen. Zweite Auflage. I—III. Jena 1913—21.

A. R. Davis. Enzyme Action in the Marine Algae. (Annals of the Missouri Botanical Garden. Vol. 2. 1915. p. 771).

R. Dubois. A propos d'une note de M. A. Valdiguié intitulée: »Les sels de cuivre peuvent agir à la fois comme oxydases et comme péroxydases». (Comptes Rendus des séances de la Société de biologie. Tome 89. Paris 1923. p. 10).

B. M. Duggar & A. R. Davis. Enzyme Action in Fucus vesiculosus L. (Annals of the Missouri Botanical Garden. Vol. 1. 1914. p. 419).

—, —. A Preliminary Report on the Isolation and Identification of the Enzymes of Fucus vesiculosus. (Science. N. S. Vol. 39. New York 1914. p. 260).

H. Euler & I. Bolin. Zur Kenntnis biologisch wichtiger Oxydationen. I, II. (Zeitschrift für physiologische Chemie. Bd 57. 1908. p. 80. Bd 61. 1909. p. 1).

H. v. Fehling. Neues Handwörterbuch der Chemie. Braunschweig.

O. von Fürth. Probleme der physiologischen und pathologischen Chemie. II. Band. Stoffwechsellehre. Leipzig 1913.

L. Gautier. Recherches biologiques sur quelques Champignons parasites de l'homme et des animaux. Thèse. Paris 1907.

O. Gertz. Fysiologiska undersökningar öfver slägtet Cuscuta. I. (Botaniska Notiser. 1910. pp. 65, 97).

—. Untersuchungen über die Haustorienbildung bei Cuscuta. (Centralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde und Infektionskrankheiten. Zweite Abteilung. Bd 51. 1920. S. 287).

—. Några iakttagelser över zonbildning i gelatin. (Botaniska Notiser. 1922. p. 245).

—. Über die Jodidoxydasen der Algen. (Botaniska Notiser. 1925. p. 185).

—. Über die Oxydasen der Algen. (Biochemische Zeitschrift. Bd 169. 1926. p. 435).

—. Undersökningar över bromstärkelse och dess kemi. (Botaniska Notiser. 1926. p. 349).

E. Gramberg. Pilze der Heimat. Zweiter Band. Leipzig 1913.

J. Grüss. Ueber Oxydasen und die Guajakreaktion. (Berichte der deutschen botanischen Gesellschaft. Bd 16. 1898. p. 129).

J. Grüss. Abhandlungen über Enzymwirkungen. I, II. (Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten. Bd 17. 1907. pp. 65, 193).

H. C. Hampton & L. G. M. Baas-Becking. The kinetics of the action of catalase extract from marine algae, with a note on oxidase. (Journ. of gen. physiol. Vol. 2. Nr. 6. 1920. p. 635).

P. Harting. Grenzen der Empfindlichkeit einiger Reagentien. (Journal für praktische Chemie. Bd 22. 1841. p. 45).

F. W. T. Hunger. Ueber die reducirenden Körper der Oxydase- und Peroxydasereaction. (Berichte der deutschen botanischen Gesellschaft. Bd 19. 1901. p. 374).

A. Husemann, A. Hilger & Th. Husemann. Die Pflanzenstoffe in chemischer, physiologischer, pharmakologischer und toxikologischer Hinsicht. Erster Band. Berlin 1882.

J. H. Kastle. [Über die Stabilität der Oxydasen und ihr Verhalten gegen verschiedene Reagenzien]. (Public Health and Marine-Hospital Service of the U. S. Hygienic Lab. Bulletin Nr 26. Januar. Washington 1906). — Referat: Chemisches Centralblatt. 77. Jahrgang. 1906. I. p. 1554.

R. Kobert. Lehrbuch der Intoxikationen. Stuttgart 1904. Bd II.

A. Kossowicz & W. Loew. Vorläufige Mitteilung über das Verhalten von Bakterien, Hefen und Schimmelpilzen zu Jodverbindungen. (Zeitschrift für Gärungsphysiologie, allgemeine, landwirtschaftliche und technische Mykologie. Bd 2. Heft. 2).

J. Laborde. Sur l'oxydase du Botrytis cinerea. (Comptes Rendus des séances de l'Académie des sciences. Tome 126. Paris 1898. p, 536).

Fr. Lafar. Handbuch der technischen Mykologie. Erster Band. Jena 1904—1907. pp. 668—695.

O. Lakela. Hydrolytic Enzymes in Phormidium laminosum. (The Botanical Gazette. Vol. 80. 1925. p. 102).

H. M. Lecomte. Quelques observations sur la recolte du Latex. (Journal d'Agriculture Tropicale. II. 1902. p. 99).

Lubimenko. Quelques expériences sur l'antioxydase des fruits de la tomate. (Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. Paris. Tome 160. 1915. p. 479).

A. Meyer. Untersuchungen über die Stärkekörner. Jena 1895.

S. Meyer & E. R. v. Schweidler. Radioaktivität. Leipzig—Berlin 1916.

H. Molisch. Über Wurzelausscheidungen und deren Einwirkung auf organische Substanzen. (Sitzungsberichte der k. k. Akademie der Wissenschaften. Mathem.-naturw. Classe. Bd 96. Abth. I. 1887. p. 84).

H. Molisch. Über die angebliche Entwicklung von Wasserstoffsuperoxyd bei der Kohlensäureassimilation. (Biochemische Zeitschrift. Bd 125. 1921. p. 257).

M. MAERCKER. Handbuch der Spiritusfabrikation. 5. Auflage. Berlin 1890.

C. TH. MÖRNER. Om de högre svamparna. Några erfarenhetsrön. Upsala 1919.

E. NAUMANN. Untersuchungen über die Eisenorganismen Schwedens. I. Die Erscheinungen der Sideroplastie in den Gewässern des Teichgebietes Aneboda. (Kongl. Svenska Vetenskapsakademiens Handlingar. Bd 62. N:o 4. 1921).

M. [WHELDALE] ONSLOW. Oxydising Enzymes. IV. The distribution of oxidising enzymes among the higher plants. (The Biochemical Journal. Volume XV. Cambridge 1921. p. 107).

C. OPPENHEIMER. Die Fermente und ihre Wirkungen. Dritte Auflage. Leipzig 1909—1910.

J. PARKIN. Observations on Latex and its Functions. (Annals of Botany. Vol. XIV. 1900. p. 193).

N. PASSERINI. Sulla presenza di fermenti zimico ossidanti nelle piante fanerogame. (Nuovo giornale botanico Italiano. Nuova Serie. Volume Sesto. Firenze 1899. p. 296).

BR. PAWLEWSKI. Ueber die Unsicherheit der Guajak-Reaction auf wirksame Diastase. (Berichte der deutschen chemischen Gesellschaft. 30. Jahrgang. Bd II. 1897. p. 1313).

T. PORODKO. Zur Kenntnis der pflanzlichen Oxydasen. (Beihefte zum Botanischen Centralblatt. Bd 16. 1904. p. 1).

H. PRINGSHEIM. Studien über den Gehalt verschiedener Pilzpresssäfte an Oxydasen. (Zeitschrift für physiologische Chemie. Bd 62. 1909. p. 386).

M. RACIBORSKI. Über die oxydierende Fähigkeit der Resorptionsfläche der Wurzel der Blütenpflanzen. (Bulletin international de l'Académie des sciences de Cracovie. Classe math. et nat. Année 1905. [1906]. p. 338).

—. Über die extrazellulare Oxydase. (Ibidem. 1905. [1906]. p. 668).

—. Über die Jodidreaktion des Aspergillus niger. (Ibidem. 1905. [1906]. p. 693).

G. B. REED. The oxidases of acid tissues. (The Botanical Gazette. Vol. 57. 1914. p. 528).

—. Evidence for the general distribution of Oxidases in plants. (The Botanical Gazette. Vol. 59. 1915. p. 407).

J. REINKE. Die Autoxydation in der lebenden Pflanzenzelle. (Botanische Zeitung. Bd 41. 1883. pp. 65, 89).

B. ROMEIS. Taschenbuch für mikroskopische Technik. Berlin 1922.

M. E. ROBINSON. A comparison of certain oxidising enzymes of the higher and lower plants. (The Biochemical Journal. Vol. 18. 1924. p. 543).

A. RUEHLE. The enzymic content of bacterial spores. (Journal of Bacteriology. Vol. 8. 1923. p. 487).

J. SACHS. Vorlesungen über Pflanzen-Physiologie. Zweite Auflage. Leipzig 1887.

H. SCHROEDER. Über die Wirkung fluoreszierender Stoffe auf lebende Zellen, Enzyme und Toxine. Sammelreferat. (Botanische Zeitung. Bd 63. II. Abteilung. 1905. p. 129).

—. Über den Nachweis einiger Enzyme in dem Fruchtkörper der Lohblüte (Fuligo varians). I. Mitteilung. (HOFMEISTERS Beiträge zur chemischen Physiologie und Pathologie. Bd 9. Strassburg 1907. p. 153).

W. H. SCHULTZE. Ueber eine neue Methode zum Nachweis von Reduktions- und Oxydationswirkungen der Bakterien. (Centralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde und Infektionskrankheiten. Erste Abteilung. 56. Band. Originale. 1910. p. 544).

E. SCHÄR. Ueber pflanzliche Oxydationsfermente, insbesondere in Phytolacca decandra L. (Vierteljahrschrift der naturforschenden Gesellschaft in Zürich. Bd 41. 1896. p. 233).

C. F. SCHOENBEIN. Ueber einige chemische Wirkungen des Platins. (Annalen der Physik und Chemie. Bd 67. 1846. p. 233).

—. Ueber das Guajakharz. (Annalen der Physik und Chemie. Bd 73. 1848. p. 489).

—. Weitere Mittheilungen über das Guajakharz. (Annalen der Physik und Chemie. Bd 75. 1848. p. 351).

—. Ueber einige chemischen Wirkungen der Kartoffel. (Annalen der Physik und Chemie. Bd 75. 1848. p. 357).

—. On Ozone and Ozonic Actions in Mushrooms. (The Philosophical Magazine and Journal of Science. Vol XI. London 1856. p. 137).

—. Ueber Ozon und Ozonwirkungen in Pilzen. (Journal für praktische Chemie. Bd 67. 1856. p. 496).

—. Ueber die katalytische Wirksamkeit organischer Materien und deren Verbreitung in der Pflanzen- und Thierwelt. (Journal für praktische Chemie. Bd 89. 1863. p. 323).

—. Ueber das Vorkommen des thätigen Sauerstoffs in organischen Materien. (Journal für praktische Chemie. Jahrgang 1868. III. (105. Bd). 1868. p. 198).

—. Ueber einige chemische Eigenschaften der Pflanzensaamen. (Journal für praktische Chemie. Jahrgang 1868. III. (105. Bd). 1868. p. 214).

A. SEGERS-LAUREYS. Recherches sur la composition et la structure de quelques Algues officinales. (Recueil de l'Institut botan. Léo Errera. IX. Bruxelles 1913. p. 81).

J. THÉNARD. Lehrbuch der theoretischen und praktischen Chemie.

Uebersetzt von G. TH. FECHNER. Bd V. Abtheilung 3. Leipzig 1827. p. 1316.

P. THOMAS. A propos de l'action »oxydasique» et »peroxydasique» des sels de cuivre. (Comptes Rendus des séances de la Societé de biologie. Tome 89. Paris 1923. p. 343).

M. TRAUBE. Ueber die Mitwirkung des Wassers bei der langsamen Verbrennung des Zinks, Bleis, Eisens und Palladiumwasserstoffs. (Berichte der deutschen chemischen Gesellschaft. 18. Jahrg. Abt. 2. 1885. p. 1877).

A. TSCHIRCH. Angewandte Pflanzenanatomie. Erster Band. Leipzig und Wien 1889.

S. ULBRICH. Bildungsabweichungen bei Hutpilzen. (Verhandlungen des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg. 68. Jahrgang. Berlin-Dahlem 1926. p. 1).

A. VALDIGUIÉ. Les sels de cuivre peuvent agir à la fois comme oxydases et comme peroxydases. (Comptes Rendus des séances de la Société de biologie. Tome 88. Paris 1923. p. 1091).

C. O. WEBER. Zur Chemie des Kautschuks. III. (Berichte der deutschen chemischen Gesellschaft. 36. Jahrgang. Bd III. 1903. p. 3108).

A. WEISS. Über die Fluorescenz der Pilzfarbstoffe. (Sitzungsberichte der k. k. Akademie der Wissenschaften. Math.-naturw. Classe. Bd 91. 1 Abtheilung. Wien 1885. p. 446).

J. WIESNER. Über das Gummiferment. (Sitzungsberichte der k. k. Akademie der Wissenschaften. Math.-naturw. Classe. Bd 92. 1 Abtheilung. Wien 1885. p. 40).

—. Die Rohstoffe des Pflanzenreiches. Dritte Auflage. Zweiter Band. Leipzig 1918. (Elfter Abschnitt: Stärke von J. v. WIESNER und S. ZEISEL).

S. H. VINES. Proteolytic Enzymes in Plants. (Annals of Botany. Vol. 17. 1903. p. 237).

G. WOKER. Die Theorie der Benzidin-Oxydation in ihrer Bedeutung für Peroxydase-Untersuchungen. (Berichte der deutschen chemischen Gesellschaft. 49. Jahrgang. Bd II. 1916. p. 2319).

C. WURSTER. Anwendung des Tetramethylparaphenylendiamins zur quantitativen Schätzung activen Sauerstoffs. (Berichte der deutschen chemischen Gesellschaft. 21. Jahrg. 1888. p. 921).

—. Activer Sauerstoff in lebendem Gewebe. (Berichte der deutschen chemischen Gesellschaft. Jahrgang 21. Bd I. 1888. p. 1525).

J. ZELLNER. Chemie der höheren Pilze. Eine Monographie. Leipzig 1907.

Botaniska Notiser 1927, Lund 1927.

En skånsk fyndort för *Rubus idæus* L. subsp. *anomalus* Arrh.

Av Ernst Nilsson.

Helbladiga former av arter med parbladiga och trefingrade blad har man ej sällan upptäckt och beskrivit. En av de märkligaste av dessa former är utan tvivel *Rubus idæus* L. subsp. *anomalus* Arrh. eller, som formen oftast i den utländska litteraturen kallas, *Rubus idæus* L. f. *obtusifolius* (Willd.) Focke. Denna synnerligen anmärkningsvärda form finnes spridd litet varstädes i Europa men uppträder alltid mycket sporadiskt. I Skandinavien är denna avvikelse hittills känd från Blekinge, Småland, Bohuslän, Västergötland, Dalarna och Stockholmstrakten (Lindman 1926) samt från ett fåtal lokaler i södra Norge (Blytt 1906). Efter allt att döma är den dock även funnen i Östergötland, ehuru det förefaller, som om uppgiften härom skulle ha blivit förbisedd i senare floror. I Kindbergs »Östgöta flora» (4 uppl.) heter det nämligen under *Rubus idæus*: »En form med n. enkla, rundadt hjärtlika blad är tagen vid Tångestad i Dagsberg». Att härmed avses den här ifrågavarande formen torde väl vara tämligen säkert.

I Skåne har, enligt vad jag kunnat finna i den mig tillgängliga litteraturen, *Rubus idæus* subsp. *anomalus* aldrig blivit iakttagen. Det var därför med stor förvåning, jag sommaren 1925 upptäckte ett stort och rikhaltigt bestånd av densamma i Ramlösa (Raus församling). Här växte den tillsammans med talrika skott av vanlig *Rubus idæus* och *Rubus*-stånd tillhörande björnbärsgruppen. Dessa utgjorde jämte ett par *Salix*-individ hela den täta buskvegetationen på platsen. Formen var, som nämnt, mycket talrik

här och tycks ha alla möjligheter att kunna hålla sig kvar, såvida den ej genom kulturåverkan utrotas. Då lokalen ligger på en mycket hotad punkt, är det väl troligt, att så snart nog sker, såvida lokalen ej skyddas, vilket skulle kunna ske så mycket lättare, som det lilla området är ganska onyttigt ur praktisk synpunkt.

Rubus idæus subsp. *anomalus* är en ur flera synpunkter



Fig. 1. Bladtyper tillhörande *Rubus idæus* subsp. *anomalus*. Ramlösa, Skåne.

mycket intressant växt. Ifråga om bladen avviker den ej endast genom, att dessa äro enkla eller trefingrade utan även genom småbladens form hos de senare. På blomskottet äro dessa i regel närmast cirkelrunda (här avses närmast uddbladet), medan de enkla bladen äro kretsrunt njurlika, någon gång närmande sig en mera hjärtlik form genom en tvär tillspetsning. På årsskotten äro småbladen nästan alltid tydligt längre än bredare och kort tillspetsade, medan de enkla bladen ofta äro svagt eller starkare treflikade (treflikade blad förekomma även å blomskottet). För

övrigt förekomma alla möjliga övergångar mellan trefingrade och enkla blad hos båda skottformerna (fig. 1).

Hos blomskotten äro de nedre bladen hela, de längre upp treflikade och de översta trefingrade. På 10 årsskott, som jag undersökt, hade fyra de nedersta bladen hela och de övriga dessa sammansatta (i ett fall treflikade). Nu voro vid den tid, då jag uppmärksammade formen, de allra nedersta bladen till ett antal av 4—5 avfallna och kunde således ej bestämmas. I de fall, då de understa bladen voro hela, följde på dessa treflikade och sammansatta blad. Hos fem skott följde på dessa åter hela blad. Hos årsskotten tyckas således, då serien är fullständig, bladen följa i ordningen hela, flikiga och sammansatta, hela (naturligtsvis med enstaka oregelbundenheter), vilket tycks ha blivit förbisett, då i litteraturen endast årsskottens nedre blad beskrivas som hela.

Angående uppkomsten av de enkla bladen kunde man tänka sig, att antingen de tre småbladen sammanväxt, eller att sidosmåbladen slagit fel. Efter de många övergångarna mellan hela och sammansatta blad att döma är det förra alternativet sannolikt förhanden.

De mest i ögonen fallande egenskaperna hos bladen i motsats till normal *Rubus idæus* kunna sammanfattas så: hela bladet ofta enkelt, eljest treflikat eller trebladigt; småblad på blomskottet mycket små; småblad nästan kretsrunda eller i varje fall med stor relativ bladbredd; sidosmåbladen oskaftade — nästan omärkligt kortskaftade; uddbladet med mycket kort (1—2 mm) skaft.

Det är således flera olika bladegenskaper, som äro förändrade hos denna form.

För övrigt visar formen en påfallande försvagning i fråga om växtkraft och frodighet i jämförelse med huvudformen. Denna vitalitetssänkning gäller inte endast de vegetativa delarna. Även fruktsättningen är mycket dålig, och könsorganen förete många störningar i organografiskt hänseende. Så äro flertalet fruktblad ej helt slutna, varför

fröanlagen förtorka (enl. FOCKE hos ASCHERSON u. GRÆBNER). Pollenet är däremot tämligen välutvecklat (l. c.). Enstaka utbildade frukter kan man dock finna, men enligt FOCKE bli emellertid fröplantorna mycket svaga: »Sämlinge aus den vereinzelt vorkommenden, reifenden, geschlossenen Früchtchen sind ungemein zart; zwei Pflanzen, die ich mit Mühe bis zur Blüthe brachte, blieben zehr zwächlich und wurden nur 30—35 cm hoch».

Rubus idæus subsp. *anomalus* är således kännetecknad av samtidig förändring av flera olika egenskaper och en starkt nedsatt vitalitet. Det är därför ej så underligt, att denna form t. o. m. blivit tagen för en hybrid mellan hallon och smultron, en åsikt som någon numera dock näppeligen torde vilja dela. Formen erinrar osökt om NILSSON-EHLES (1920) komplexmutationer (aberranter enl. WINGES terminologi till skillnad från monofaktoriella mutationer) både därigenom, att den i flera egenskaper avviker från normaltypen, att vitalitet och fruktbarhet är starkt nedsatt, och att mellanformer mycket sällan förekomma på de lokaler, där denna *Rubus*-form uppträder[1]. Därjämte uppträder den mycket sporadiskt på så vitt skilda platser, att det ej kan vara tal om spridning från den ena lokalen till den andra, och alltid med samma från normalformen starkt avvikande egenskaper. Dock ha verkligen även typer, som göra intryck av »övergångsformer» till



Fig. 2. Blad av en mellanform mellan normal *Rubus idæus* och subsp. *anomalus*. Ramlösa, Skåne.

[1] Att alla skillnaderna skulle ha sin grund i en enda faktor med starkt pleiotrop verkan är nästan otänkbart.

huvudarten iakttagits. På Ramlösa-lokalen fanns f. ö. en individ, som liknade ett normalt hallonskott utom i det avseendet, att en del blad voro hela och de övriga trefingrade (fig. 2). Denna typ torde närmast överensstämma med var. *simplicior* Brenner enligt beskrivningen hos NEUMAN.

Jag tillvaratog några plantor av *Rubus anomalus* att användas till korsningsförsök för att om möjligt genom sådana kunna komma formens genetiska natur på spåren. Den är ju ej absolut ♀-steril, och då (enl. FOCKE l. c.) ganska rikligt med normalt pollen utvecklas, är det möjligt, att den kan användas som fader i korsningar med normal *Rubus idæus*, såvida de morfologiskt normala pollenkornen även innehålla befruktningsdugliga gameter.

Citerad litteratur.

BLYTT, A. 1906. Haandbog i Norges flora (udg. ved Ove Dahl). Kristiania.

FOCKE, W. O. 1902. Rubus. I: ASCHERSON u. GRÄBNER, Synopsis der mitteleuropäischen Flora. Bd 6: I. Leipzig.

KINDBERG, N. C. 1901. Östgöta flora. 4. uppl. Norrköping.

LINDMAN, C. A. M. 1926. Svensk fanerogamflora. 2. uppl. Stockholm.

NEUMAN, L. M. 1901. Sveriges flora. Lund.

NILSSON-EHLE, H. 1920. Multiple allelomorphe und Komplexmutationen beim Weizen. — Hereditas. Bd I.

WINGE, Ö. 1924. Zytologische Untersuchungen über Speltoide und andere mutantenähnliche Aberranten beim Weisen. — Hereditas. Bd V.

Anmärkningsvärda växtlokaler från Göteborgstrakten.

Av Torsten Borgvall.

Nedanstående uppgifter äro resultat av botaniska exkursioner under åren 1925 och 1926, huvudsakligen inom Askims och Landvetters socknar. Dessutom har jag medtagit några ur mitt herbarium antecknade växtfynd av äldre datum och vid dessa angivit resp. årtal.

Till doktor Harald Fries, som välvilligt granskat materialet för dessa uppgifter samt varit mig behjälplig vid bestämmandet av åtskilliga arter, vill jag härmed frambära ett vördsamt tack. Även amanuensen C. Blom är jag skyldig erkänsla för granskning av en del arter. *Sparganía* samt några andra kritiska former hava granskats av professor G. Samuelsson.

Struthiopteris Filicastrum. Landvetter: vid ån nära Landvetter station.

Dryopteris austriaca × *spinulosa.* Landvetter: vid Furutjärn.

Asplenium septentrionale × *Trichomanes.* Askim: Brottkärr; Landvetter: Bårkulla.

Blechnum spicant. Landvetter: Slamby, Landvetter Östergård.

Equisetum hiemale. Landvetter: Kärret.

Lycopodium inundatum. Askim: mellan Sisjön och Otterbäck; Landvetter: Andetjärn.

Isoëtes lacustre. Askim: Sisjön; Landvetter: i Gröen vid Bårkulla.

I. echinosporum. Landvetter: Furutjärn, i Gröen vid Landvetter kyrka; Härryda: Asmundtorp i ån.

Sparganium minimum f. flaccidum. Landvetter: V. Ingsjön.

Sp. minimum × *simplex.* Landvetter: förekommer rikligt och i ett flertal former på ett sankt område samt i ån nära Landvetter station.

Sp. Friesii. Landvetter: Gröen vid Bårkulla.

Sp. affine × *Friesii.* Landvetter: Furutjärn.
Sp. affine × *simplex.* Landvetter: Skalmereds tjärn.
Sp. simplex f. longissimum. Landvetter: i ån vid Landvetter kyrka.
Sp. glomeratum. Landvetter: Salmered, Backa.
Scheuchzeria palustris. Landvetter: Salmereds tjärn, Skalmereds tjärn, Mettjärn, Helgereds tjärn.
Calamagrostis arundinacea × *epigejos:* Askim: nära Axsjön, Järkholmen.
Eriophorum latifolium. Landvetter: Tahult.
E. gracile. Askim: Axsjön, den enda säkra, för närvarande kända förekomsten inom länet.
Scirpus compressus. Askim: Brottkärr.
Sc. mamillatus. Askim: Hovås golvbana; Landvetter: Skällered, Håltsås, Landvetter station.
Sc. multicaulis. Landvetter: St. Ichsjön.
Rhynchospora fusca. Askim: mosse mellan Otterbäck och Sisjön; Landvetter: Skalmereds tjärn, Mettjärn, mosse mellan Salmered och Helgered.
Carex pauciflora. Landvetter: Björred, Salmered, Tahult.
C. Goodenowii × *gracilis.* Landvetter: Skällered.
C. vaginata. Landvetter: Backa, Tahult.
C. magellancia. Askim: mosse mellan Otterbäck och Sisjön; Landvetter: Murtjärn, Yxsjön, Backa, Ristjärn samt mosse mellan Salmered och Helgered.
C. limosa. Askim: mosse mellan Otterbäck och Sisjön, Axsjön; Landvetter: Murtjärn, mosse mellan Salmered och Helgered samt Helgereds tjärn.
C. Oederi subsp. oedocarpa. Landvetter: Salmered.
C. pulchella. Landvetter: Yxsjön.
C. hornschuchiana × *Oederi.* Landvetter: Tahult, Slamby.
C. lasiocarpa. Askim: mosse mellan Otterbäck och Sisjön, Axsjön.
Juncus nodulosus. Wg. Askim: Järkholmen, Sisjön; Landvetter: Gröen, Yxsjön, Andetjärn, Landvetter station.
J. compressus. Askim: Brottkärr, Klovan.
Luzula congesta. Askim: Järkholmen; Landvetter: Slamby, Gökskulla, Tahult.
Polygonatum verticillatum. Landvetter: Gökskulla, Tahult.
Goodyera repens. Landvetter: mellan Yxsjön och Ristjärn, väster om Helgereds tjärn.
Alnus incana. Askim: vid förutvarande landsvägen mellan Brottkärr och Skintebo stodo för c:a 15 år sedan åtskilliga rätt stora buskar. Vid mitt besök där sistlidna sommar voro

dessa borthuggna, men några yngre individ funnos dock kvar. Då gråalen i denna trakt eljest ej förekommer vildväxande, får man väl antaga, att den ursprungligen blivit planterad här.

Rumex crispus × *domesticus*. Landvetter by 1926.

R. crispus × *obtusifolius*. Göteborg: Lundby hamngata 1926.

Fagopyrum sagittatum. Landvetter: Backa 1925.

Amarantus retroflexus. Askim: Järkholmen 1925—26.

Stellaria longifolia. Landvetter: vid Gröen, Ristjärn, Furutjärn; Härryda: Gransjöås.

Cerastium arvense. Landvetter: Backa.

Silene vulgaris. Askim: Järkholmen, som ogräs i en trädgård under många år.

Papaver dubium. Öckerö: Öckerö 1897.

Lepidium campestre. Askim: Järkholmen, Brottkärr, å den förstnämnda lokalen sedan åtminstone 15 år; Landvetter station 1925.

Cardamine dentata. Askim: Hovås; Landvetter: Salmered, vid Landvetter kyrka.

Arabis suecica. Göteborg: på en åker mellan Landala och Sahlgrenska sjukhuset 1926.

Parnassia palustris. Landvetter: Tahult.

Potentilla intermedia. Askim: Järkholmen.

Alchemilla subglobosa C. G. Westerl. Landvetter by.

A. minor Huds. Landvetter: Brattåsen, Skällered.

Prunus avium. Landvetter: Slamby.

Sarothamnus scoparius. Askim: Järkholmen, sådd omkr. år 1907, har sedan spritt sig.

Melilotus officinalis Desr. hos Lam. Askim: Järkholmen sedan många år.

M. indicus. Landvetter station 1926.

Trifolium spadiceum. Askim: Järkholmen 1925.

T. agrarium. Askim: Brottkärr.

T. incarnatum. Askim: Järkholmen 1910.

Lotus uliginosus. Landvetter: vid bäcken under Brattåsen.

Geranium dissectum. Askim: nära Brottskärs hållplats.

Callitriche stagnalis f. serpyllifolia. Landvetter: å skogsvägar mellan Yxsjön och Nordsjön.

C. verna f. minima. Landvetter station.

Malva moschata. Landvetter: Skällered.

Hedera helix. Mölndal: nära Högsbo.

Heracleum sibiricum v. angustifolium. Askim: Hagen 1910. Då

området där den växte på senare år blivit förvandlat till trädgårdar, torde växten numera vara försvunnen.

Pyrola media. Landvetter: Tahult.

Monotropa hypopitys. Landvetter: flerstädes i barrskogen söder om Landvetter station.

Gentiana uliginosa. Öckerö: Öckerö 1897.

Convolvulus sepium. Landvetter: i kanten av en åker sydost om Landvetter station.

Nepeta cataria. Öckerö: Öckerö 1897.

Galeopsis ladanum. Askim: Brottkärr; Landvetter: Skalmered samt vid Landvetter kyrka.

Mentha aquatica. Öckerö: Öckerö 1895.

Odontites verna. Landvetter: Backa, Landvetter prästgård.

Utricularia intermedia. Askim: mosse mellan Otterbäck och Sisjön; Landvetter station.

U. minor. Landvetter: Murtjärn.

Plantago major f. bracteata. Landvetter: Lyckhem.

Galium saxatile. Landvetter: Backa, Eskilsbo, St. Ichsjön; Askim: nära Axsjön.

Campanula patula. Landvetter: Salmered, Tahult, Landvetter station.

Inula salicina. Öckerö: Öckerö 1900 (redan omnämnd av ARESCHOUG i Flora Gothoburgensis 1836).

Anthemis tinctoria. Landvetter: Pusta, på järnvägsbanken vid Landvetter kyrka.

A. cotula. Landvetter station.

Cirsium heterophyllum. Landvetter: Slamby, Skalmered, Backa.

Centaurea nigra. Landvetter: på en äng sydost om Landvetter station samt å stationsområdet.

Cichorium intybus. Landvetter by.

Hypochoeris glabra. Askim: Brottkärr, ymnig på åkrar 1926.

Leontodon hispidus. Landvetter: Slamby, Bårkulla, Skällered, Snåkered.

Crepis capillaris f. agrestis. Landvetter: Bårkulla 1925.

Aracium paludosum. Landvetter: Tahult, Eskilsbo.

Botaniska Notiser 1927, Lund 1927.

Scapania prœtervisa Meylan [1].

Ein für Skandinavien neues Lebermoos

von Hans Buch.

Als Dr Ch. Meylan mir im Oktober 1926 seine neue *Scapania*art aus der Schweiz, *Sc. prœtervisa*, freundlichst übersandt hatte, konstatierte ich, dass eine von mir im Juli 1918 aus Borghamn in Schweden (Östergötland) gesammelte *Scapania* zu ihr gehört.

Schon beim Einsammeln der erwähnten *Scapania* aus Borghamn hielt ich sie für eine neue Art und übersandte sie 1920 einem bekannten schwedischen Bryologen als *Sc. Gothica* n. sp. Die Art wurde jedoch nicht publiziert, weil ich durch eine spätere genauere Untersuchung zu der Ansicht gelangte, dass sie, trotz ihres auffallenden Habitus, der *Sc. mucronata* Buch so nahe stand, dass ihr Artwert vielleicht in Zweifel gezogen werden könnte, und weil es besonders in solch einem Falle gewagt erschien auf Exemplare eines einzigen Fundortes eine neue Art zu gründen. Dass etwas von *Sc. mucronata* erblich Verschiedenes vorlag, schien mir jedoch sicher und wurde auch durch Kulturversuche bestätigt. Ich beabsichtigte die neue Form in meiner Arbeit über die Scapanien Nordeuropas und Sibiriens als Varietät unter *Sc. mucronata* aufzunehmen. Jetzt, wo die selbe Form auch an drei Stellen der Schweiz von Meylan gefunden und unter dem oben erwähnten Namen *(Sc. prœtervisa)* als Art publiziert worden ist, hege ich keine Bedenken sie als Art aufzufassen. Sie unterscheidet sich von *Sc. mucronata* Buch, der sie wie gesagt meiner Ansicht

[1] Jahresber. der Naturf. Gesellsch. Graubündens. Neue Folge. Bd LXIV. (1925/26.) S. 363.

nach am nächsten steht, durch den kurzen Blatteinschnitt (nur bis etwa 1/4 der Unterlappenlänge), die fast gleich grossen Blattlappen und die stark konvexen Ober- und konkaven Unterlappen, stimmt aber mit dieser Art überein in der Beschaffenheit und Grösse der Blattzellen und Ölkörper sowie in der Form des Kelches und der Kelchmündung. MEYLAN vergleicht *Sc. prœtervisa* (l. c. S. 365, 366) nur mit *Sc. calcicola, Sc. curta* und *Diplophyllum gymnostomophilum,* von denen sie sich auch durch die Zellgrösse und die Beschaffenheit der Blattrandzellen, Ölkörper und Kelchmündung unterscheidet. Er meint auch, dass *Sc. prœtervisa* die Gattungen *Scapania* und *Diplophyllum* verbinde. Hierin kann ich ihm nicht beistimmen. Eine gewisse habituelle Ähnlichkeit mit *Diplophyllum gymnostomophilum Kaal.* liegt allerdings vor, sie scheint mir aber nur durch die Schmalheit der Blätter und die Blattstellung bedingt und somit für die Beurteilung der Verwandtschaft unwesentlich zu sein, während die schon oben teilweise angegebenen Unterschiede die beiden Arten von einander weit entfernen. In gleichem Masse Diplophyllumähnlich sind übrigens auch andere schmalblättrige *Scapania*arten, z. B. *Sc. scandica, Sc. lingulata* und *Sc. vexata.*

Nachtrag.

Nach der Einsendung der obigen Mitteilung zum Drucke schrieb mir Dr MEYLAN als Antwort auf einen Brief, dass er sich jetzt meinen oben ausgesprochenen Ansichten über *Scapania prœtervisa* anschliesst.

Botaniska Notiser 1926, Lund 1926.

Über die Verwendung der Halogencyaniden in mikroskopischer Praxis.

Von G. Alsterberg.

Die Halogencyaniden sind besonders reaktionsfähige Substanzen, die gerade deshalb eine nicht unwichtige Rolle in der quantitativen Chemie spielen. (Alsterberg, [1], [2]). Nun herrscht zwischen diesem Zweig der Chemie und gewissen Teilen der mikroskopischen Praxis, die man gerade als eine angewandte mikroanalytische Chemie bezeichnen kann, in vielen Fällen eine grosse Übereinstimmung. Es kann darum keineswegs verwundern, dass die Halogencyaniden auch in diesem Falle Hilfsmittel von gewisser Bedeutung werden müssen. Ich will jedoch vorausschicken, dass die experimentelle Arbeit nur im Anfang und von ihrem Abschluss noch weit entfernt ist, was aus der Darstellung noch deutlicher hervorgehen wird.

1. Die Halogencyaniden als Konservierungsmittel.

Die Frage, ob die Halogencyaniden als Konservierungsmittel für grosse Objekte angewandt werden können, habe ich nicht untersucht. Man könnte annehmen, dass z. B. Bromcyan in diesem Falle verwendet werden könnte, da einige meiner Resultate mit kleinen Objekten in dieser Richtung hindeuten. Doch existiert immer der Umstand, dass die Substanz sehr giftig und zugleich flüchtig ist.

[1] Alsterberg, G.: Über Jodidanalyse und neue Einstellungsmethoden für Permanganat- und Hyposulfitlösungen. Biochem Ztschr. Bd. 166, 1925.

[2] Alsterberg, G.: Über eine neue titrimetrische Bestimmungsmethode für schweflige Säure und Sulfite. Ibid. Bd. 172, 1926.

Dagegen habe ich die Einwirkung des Bromcyans und Jodcyans auf mikroskopische Objekte, sowohl Pflanzen- als auch Tiermaterial, untersucht. Bei meinen Experimenten mit Bromcyan bediente ich mich einer Methode, wozu gerade die eben erwähnte grosse Flüchtigkeit der Substanz verlockte. Ich füllte eine niedrige Flasche mit weitem Hals bis zur Hälfte mit Bromcyan in konzentrierter Wasserlösung. Das Objekt wurde auf einen gewöhnlichen Objektträger gelegt, der dann umgedreht und über die Öffnung der Flasche plaziert wurde. Ich fand, dass protoplasmatische Strukturen, die man sehr leicht und ohne eingehende Präparation in den Haaren der Staubblätter verschiedener *Tradescantia*-Arten mikroskopisch beobachten kann, ohne sichtbaren Veränderungen erhalten wurden. Das Anthocyan, das bei einigen Arten im Zellsaft vorhanden ist, wurde nicht verändert und erlitt wenigstens keine Ausbleichung, eine Wirkung, die die freien Halogenen ausüben. Ferner untersuchte ich mikroskopische Algen von *Conjugaten*-Typus, und konnte ich auch hier trotz anhaltender Expositionen irgendwelche Veränderungen der Chromatophoren nicht konstatieren. Ebenso starben *Euglenen* ohne dass eine Wirkung auf das Plasma zu konstatieren war ab. Noch andere weit empfindlichere Algenformen sind studiert worden, und das Resultat scheint in diesem Falle günstig zu sein; diese Sache aber will ich in einer späteren Abhandlung auseinandersetzen.

Infusorien gelten für schwierige Objekte, wenn es betreffs der genauen mikroskopischen Untersuchung notwendig ist sie zu töten, ohne damit die Struktur des Organismus zu zerstören. Es zeigte sich, dass eine Exposition von nur c:a 10 Sekunden genügend war, sie zu töten, ohne irgendein Zeichen einer anderen Einwirkung; wenigstens wie es bei den von mir benutzten kleinen Vergrösserungen zu konstatieren möglich war, bleiben sie nach dem Tode noch lange Zeit ganz durchsichtig. Ich kann mir kaum ein sauberes Hilfsmittel in erwähnter Hinsicht denken.

Auch *Vorticellen* wurden nach ihrer Tötung entweder ganz ausgestreckt, oder wenigstens war der Cilienkranz nur wenig eingezogen. Dagegen fielen meine Experimente mit *Rotatorien* negativ aus, indem diese in kontrahiertem Zustand starben.

Gleichfalls benutzte ich bei diesen Experimenten Jodcyan, das dem Objekt in Substanz zugesetzt wurde. Das Resultat war dasselbe, aber in gewissen Fällen war die Wirkung schwächer, weshalb es klar ist, dass Bromcyan vorzuziehen ist.

2. **Die Halogencyaniden als Fixiermittel.**

Mit Rücksicht auf die oben konstatierten Eigenschaften der Halogencyaniden lag der Gedanke, dass diese Substanzen mit Vorteil als Fixiermittel verwendet werden könnten, sehr nahe.

Vorläufige Experimente schienen ein gutes Resultat zu versprechen. Auf Objektträger gesetzte Eiweisströpfen, die Bromcyandämpfe ausgesetzt wurden, koagulierten nach 2 à 3 Stunden.

Doch zeigte das definitive Resultat, dass die Halogencyaniden als Fixiermittel untauglich sind. Als Material benutzte ich die Wurzelspitzen von keimenden Erbsen. Das Material wurde in ein kleines Uhrschälchen gelegt und mit einigen Tropfen Wasser versetzt; dann wurde das Glas in eine Petrischale gesetzt, in der das Bromcyan ausgeschichtet wurde. Dann wurde über das Ganze eine Schale gestülpt. Das Objekt wurde also den Bromcyandämpfen ausgesetzt. Von den Wurzelspitzen wurde dann in gewissen Zeitabschnitten eine gewisse Anzahl herausgenommen, die durch die üblichen Intermedien geführt (10-, 20-, 40-, 60-, 80-, 90-procentigen Alkohol u. s. w.) und in Paraffin eingebettet wurden. Die mittelst Mikrotom verfertigten Schnitte wurden nach HEIDENHAIN gefärbt. In den allermeisten Zellen konnte man einen grossen Nukleolus

und eine kernartige Anhäufung um denselben sehen. Das Zytoplasma wies keine Kontraktionen auf, aber in demselben waren in vielen Zellen grosse, gut abgegrenzte und sehr scharf tingierte Partikel vorhanden. Bemerkenswert ist, dass keine Mitosen konstatiert werden konnten. Die Erklärung ging aus dem Vergleich der gefärbten Schnitte mit Präparaten desselben Materiales, aber nach NAWASCHIN fixiert hervor. Hier waren Mitosen in verschiedenen Stadien reichlich vorhanden, wohingegen die in dem bromcyanbehandelten Material vorkommenden grossen *Granulae* ganz fehlten. Die Erklärung ist einfach genug: ehe die Zelle gestorben war, wurden infolge der Vergiftung die Chromosomen zersprengt und gaben Veranlassung zu den stark färbbaren, in der Zelle herumgestreuten Körnern. In gewissen Fällen was es sogar möglich, das Vorhandensein fragmentarischer Chromosomen festzustellen. Offenbar ist, dass Bromcyan als Fixiermittel untauglich ist, und dies durfte in noch höherem Grad mit Jodcyan der Fall sein. Da es möglich ist, dass das Eindringungsvermögen der erwähnten Substanzen nicht desto weniger sehr gross ist, muss man ausserdem mit dem Umstand rechnen, dass diese Substanzen auch dann störend wirken, falls sie mit wirklichen Fixiermittel z. B. Chromsäure zugesetzt werden. Dieser Umstand ist hinsichtlich der folgenden hier berührten Resultate wichtig. Ausserdem will ich hinzufügen, dass man wenigstens betreffs Studien von zytologischen Strukturen bei Mikroorganismen Vorsicht hegen muss, wenn die Substanz in der Weise, die früher erklärt wurde, benutzt wird.

3. Die Halogencyaniden in der Imprägnationstechnik.

Während der allerletzten Zeit spielt in der Mikroskopie die Imprägnationstechnik mit Hilfe von Metallsalzen eine weit grössere Rolle als früher, nicht nur hinsichtlich Tierobjekte sondern auch bei der Untersuchung von Pflanzenmateriel. (ROMEIS [1]). Der biochemische Grund für diese ver-

[1] ROMEIS B.: Taschenbuch der mikroskopischen Technik. 11. Aufl. München u. Berlin 1924.

schiedenen Methoden dürfte im allgemeinen in der Verschiedenheit im Reduktionspotential der einzelnen Gewebeelemente liegen. Indessen sind viele der Methoden besonders launenhaft mit Rücksicht auf das Resultat, das schwer vorauszubestimmen ist. Wir wissen ja, dass bei Reduktion von FEHLINGS Lösung oder ammoniakalischer Silberlösung die Resultate leicht sehr ungleich ausfallen, auch bei relativ kleinen Änderungen in der experimentellen Methodik.

Ich möchte glauben, dass bei der Verwendung von Halogencyaniden in Kombination mit Metallsalzen, die Imprägnationsresultate weit gleichmässiger ausfallen müssen. In meinen hierher gehörenden Experimenten ging ich von der theoretischen Voraussetzung aus, dass die einzelnen Zellen und die Elemente in den Zellen den Halogencyaniden wie jedem anderen Oxydationsmittel gegenüber ein in den besonderen Fällen verschiedenartiges Reduktionsvermögen besitzen müssen. Das Jodcyan, das ich hier besonders benutzt habe, wird dann auf folgende Weise reduziert:



$$JCN + 2H = HJ + HCN$$

Ist gleichzeitig ein entsprechendes Salz vorhanden, werden auf den Ort der Reduktion die Salze der neugebildeten Säuren ausgefällt, also bei Vorhandensein von z. B. Silbernitrat, Silberjodid und Silbercyanid. Wird das Präparat mit Schwefelwasserstoff behandelt, werden die ausgefällten Metallsalze, die zu Silbersulfid umgesetzt werden, geschwärzt, und das Präparat ist mikroskopisch verwendbar. Tatsächlich habe ich auch gefunden, dass diese hier oben angeführte Methode mit dem allerbesten Resultat bei animalischen Objekten verwendbar ist, gerade wenn es sich um eine Untersuchung des Nervensystems handelt. Verschiedene Gehirnteile von Fischen, Vögeln und Säugetieren haben sich als sehr gute Untersuchungsobjekte erwiesen. Die Ganglienzellen, die gröbsten Teile ihrer Dendriten und die Neuriten, auch die feinsten, traten mit grösster Deutlichkeit hervor. Ursprünglich werden die Neurofibrillen tingiert, aber bei hinreichender Imprägnation wird die Zelle

so tingiert, dass sie sich als Silhouette abhebt oder satt braun gefärbt, gleichmässig in den entsprechenden Partien. Indessen wurden alle Ganglienzellen in dem Präparat tingiert, nicht selektiv wie es z. B. bei der Verwendung der Technik nach Golgi der Fall ist; also kann nicht davon die Rede sein, mit Hilfe von der neuen Präparationsmethode die einzelnen Neuronen im Detail zu verfolgen. Dagegen kann die Methode kaum übertroffen werden, wenn es gilt, schnell ein Totalbild der histologischen Struktur einer gewissen Gehirnpartie zu bekommen.

Das Material wird 24 Stunden in Formol (1 Teil 40 % zu 4 Teilen aq.) fixiert (!) und dann in aq. dest. gut gewaschen. Darauf wird es 3 à 4 Tage mit einer Lösung behandelt, die 0,5 gr. JCN und 0,9 gr. $AgNO_3$ per 100 cm^3 aq. enthält. Dann wird es in aq. dest. gut ausgewaschen, bis kein lösliches Silbersalz ins Waschwasser abgeht. Darauf wird es in 70- und 90-procentigen Alkohol überführt und schliesslich in absoluten Alkohol. Gewöhnliche Parafineinbettung ist wenig geeignet, da die Schnitte infolge der Salzimprägnation sehr brüchig sind. Deshalb habe ich eine kombinierte Celloidin- und Paraffinmethode ausexperimentieren müssen. Das Objekt wird für kurze Zeit in Ätheralkohol überführt, und dann in 2- und 4-procentige Celloidinlösungen, in jeder 24 Stunden. Darauf wird es in eine Celloidinlösung überführt, die durch Mischung von gleichen Teilen 8-procentigen Celloidin (in Äther-Alkohol gelöst) und Benzol herzustellen ist; in dieser Mischung bleibt das Celloidin gelöst. Das Objekt wird nach einigen Stunden in reines Benzol überführt und dann auf übliche Weise in Paraffin eingebettet. Die Schnitte werden ohne vorherige Entparaffinierung mit Schwefelwasserstoff als Dampf behandelt. Erst danach werden dieselben mittelst Xylol entparaffiniert, mit Terpineol behandelt und wieder im Xylol überführt, in Kanadabalsam eingeschlossen, und das Deckglas wird daraufgelegt. Wie ich habe finden können, sind die so behandelten Präparate vollkom-

men haltbar. Infolge der Kombination Celloidin-Paraffin lassen sich die Objekte in Schnittserien gut schneiden, und die Schnitte schrumpfen nicht nach dem Einschliessen in Balsam.

Auch bei Pflanzenmaterial habe ich mit der hier erwähnten Imprägnationsmethode experimentiert. In den Wurzeln von keimenden Erbsen entstanden Metallsalzkonkretionen. Indessen wage ich noch nicht bestimmt zu behaupten, dass hier im Plasma präformierte reduzierende Partien vorliegen könnten, sondern möglicherweise nur rein technische Artefakte.

In diesem Falle verspricht eine andere Methode, die sich jedoch in einem vorläufigen Stadium befindet, bessere Resultate. Ich habe gefunden, dass, falls man statt das Silbersalz Palladiumchlorür zusetzt, die Gewebe durch einen Niederschlag von Palladiumjodür, das schon an und für sich dunkel ist, gefärbt werden. Bei Nervengeweben kommt eine fibrilläre Struktur oft deutlich zum Vorschein, der Kern bleibt ganz untingiert, und das Bild ist sehr distinkt, besser als bei Imprägnation mit Silbersalz. Indessen dringt das Palladiumchlorür in den Geweben sehr schlecht ein; ich glaube jedoch durch eine verbesserte Technik diesen Übelstand eliminieren zu können. Besonders bei Pflanzenmaterial zwecks eines Studiums von den Chondriosomen würde diese Methode geeignet sein.

Im Übrigen bin ich mit Experimenten nach den nun behandelten Prinzipien angeordnet beschäftigt, wo ich als Metallsalz Kupfersulfat, Bleiacetat oder Sublimat verwende. Experimente mit Nickelsalzen und Platinchlorid haben negative Resultate ergeben. Ebenfalls habe ich die Absicht, die Verwendung von Brom- und Chlorcyanen in der Imprägnationstechnik zu prüfen.

Die Herren Dr G. Thulin und Dozenten A. Håkansson haben mir interessierte Mithilfe geleistet, wofür ich herzlich danke.

Smärre Notiser.

Från Lunds Botaniska Förenings förhandlingar under år 1927.

Den 28 januari.

Docent A. Håkansson höll föredrag över: De serodiagnostiska undersökningarna över växternas stamträd.

Prof. H. Kylin föredrog om: Det röda färgämnet hos *Euglaena sanguinea*.

Den 15 februari.

Föreståndaren för Göteborgs botaniska trädgård prof. Carl Skottsberg höll föredrag över: Vegetationen på de Hawaiiska öarna. Föredraget illustrerades med ljusbilder.

Den 15 mars.

Konservator Otto R. Holmberg höll föredrag om: Gruppindelningen inom släktet *Deschampsia* med särskild hänsyn till *D. setacea*.

Aman. Carl Erman framlade resultaten av sina undersökningar över hydro- och termotillväxtreaktioner.

Den 27 april.

En exkursion var anordnad till Bälteberga med avresa från Lund kl. 2 e. m. Vid sluttningarna kring herrgården studerades särskilt lundvegetationen med dess intressanta inslag av *Arum maculatum*, *Ornithogalum umbellatum*, *Petasites albus* m. fl.

Den 13 maj.

Föreningens ordinarie vårexkursion gick till Tulesbo och Övedskloster. Speciellt studerades *Primula elatior*- och *Viola*-vegetationerna.

Den 27 september.

Exkursion var anordnad till Pinelierna och Rövarekulan. Vägen gick över Gårdstånga, där prof. K. A. Grönvall höll ett orienterande föredrag över traktens geologi, samt därifrån över Hurva till Gudmundtorp. Pinedalens nordvästra sida följdes åt SV, varvid speciellt studerades diabasen och breccian på sluttningen samt bokskogen, som var av starkt lundartad karaktär,

med *Lunaria rediviva* som särskilt dominerande element samt en intressant svampvegetation. Från Gudmundtorps kyrka gick färden delvis över åkrarne till Rövarekulan, där sandstenspartierna och deras vegetation studerades. Efter uppehåll i Löberöd anträddes hemresan över Silvåkra, där strand- och sumpmarkerna kring Krankesjön närmare undersöktes. Deltagareantalet i exkursionen var 30.

Den 3 oktober.

Styrelsevalet utföll så, att till ordförande efter prof. KYLIN, som undanbett sig omval, utsågs docent EINAR NAUMANN. Till v. ordf. omvaldes doc. OTTO GERTZ. Som sekreterare omvaldes aman. B. LINDQUIST och som bytesföreståndare konservator OTTO R. HOLMBERG. Dessutom invaldes i styrelsen doc. A. HÅKANSSON, doc. J. FRÖDIN och fil. d:r G. SJÖSTEDT.

Prof. H. KYLIN höll föredrag om: De fanerogama växternas karotinoida färgämnen.

Den 18 oktober.

Inom Styrelsen väckta förslag till vissa ändringar av föreningens stadgar refererades för föreningen.

Aman. B. LINDQUIST höll i egenskap av föreningens jubileumsstipendiat för år 1925 ett av ljusbilder illustrerat föredrag över skogstyperna i Dalby hage.

Fil. d:r G. SJÖSTEDT framlade en del värdefulla synpunkter rörande begränsningen av litoralen och supralitoralen med särsk. hänsyn till förhållandena vid Skånes kuster.

Fil. kand. NILS STÅHLBERG redogjorde i korthet för några iakttagelser över protoplasmaströmningar hos *Nitella.*

Den 10 november.

Kand. G. LÖNNERBLAD höll föredrag om: Transspiration och bladbyggnad hos några *Melandrium*-raser. En livlig diskussion följde.

Efter en timslång diskussion angående vissa ändringar i föreningens allmänna stadgar beslöts tillsättandet av en komité för utarbetandet av nya stadgar i enlighet med de riktlinjer, som under diskussionen uppdragits.

Den 6 december.

Amanuens B. LINDQUIST redogjorde för sina iakttagelser över diabasens speciella växtsamhällen.

Kand. K. KJELLMARK föredrog om Växjö-sjöarnas hydrobiologi. — Båda dessa föredrag illustrerades med ljusbilder.

Nedsatta bokhandelspriser å Botaniska Notiser.

Årg. 1843 och 1853 à 1 kr., 1871—1875 à 1 kr. 50 öre, 1877—1878 à 1 kr. 75 öre, 1879—1887 à 2 kr., 1889 och 1891—1908 à 4 kr., 1909—1920 à 5 kr., 1921—1922 à 6 kr.

Korsbandsprenumeranter uppmanas att meddela eventuella adressförändringar.

INNEHÅLL.

Lund, Carl Bloms boktryckeri, 18/2 1927.